



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA  
DE MEXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

"GUIA PARA EL MANEJO Y SUJECION  
DE LOS ANIMALES DE LABORATORIO  
MAS USUALES"

**T E S I S**

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE  
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

P R E S E N T A :

**HELEM RODRIGUEZ NAVARRO**

ASESORES MVZ. ALFREDO CORTES ARCOS  
ENRIQUE PINZON ESTRADA

MEXICO, D. F.

1996

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN

TESIS CON  
FALLA DE ORIGEN



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

## **DEDICATORIA**

**La presente tesis es dedicada a todas las personas que confiaron y creyeron en mi desde el momento que nació.**

**Doy gracias a la vida por darme tanto y sobre todo a Dios por rodearme de gente tan maravillosa, gracias.**

**Guía para el manejo y sujeción  
de los animales de laboratorio  
más usuales.**

**Helem Rodríguez Navarro**  
**Asesores: M.V.Z. Alfredo Cortés**  
**M.V.Z. Enrique Pinzón**

# CONTENIDO

	página
RESUMEN.....	1
INTRODUCCIÓN	
1. Bioterio	
1.1 Sinonimias sobre los bioterios	
1.2 Clasificación de los bioterios.....	2
1.3 Clasificación por especie	
1.4 Tipo de bioterios	
1.5 Clasificación de los animales de laboratorio.....	3
1.6 Calidad de los animales de laboratorio.....	4
1.7 Concepto de animal de laboratorio	
2. ¿Qué es manejo?.....	5
2.1 Aspectos de manejo	
2.1.1 Espacio vital.....	6
2.1.2 Alimentación y agua.....	8
2.1.3 Identificación.....	11
2.1.4 Eutanasia.....	18
2.1.5 Sujeción, Sexado y Manejo.....	25
2.1.5.1 Rata.....	26
2.1.5.2 Ratón.....	29

2.1.5.3 Conejo.....	32
2.1.5.4 Cobayo.....	34
2.1.5.5 Hamster.....	36
2.1.5.6 Gerbo.....	38
2.1.5.7 Gato.....	40
2.1.5.8 Perro.....	42
RESULTADOS.....	44
LITERATURA CITADA.....	45
FIGURAS Y TABLAS	

## RESUMEN

RODRÍGUEZ NAVARRO HELEM. Guía para el manejo y sujeción de los animales de laboratorio más usuales (Bajo la dirección de MVZ. Alfredo Cortés Arcos y MVZ. Enrique Pinzón Estrada).

El presente trabajo es el resultado de la revisión y consulta de información concerniente al manejo y sujeción general de los animales de laboratorio más comúnmente utilizados en el campo de la investigación y enseñanza.

La información obtenida se reunió con el fin de dar forma a un manual o guía que sirva de fuente de consulta para cualquier persona interesada en el área de los animales de laboratorio y bioterios en general.

Se manejaron las especies animales que son más frecuentes de utilizar en un bioterio, dando un panorama general de las particularidades de cada una de ellas.

Se realizaron ilustraciones que muestran la técnica adecuada de sujeción acorde a cada especie mencionada, con la finalidad de evitar que el procedimiento se realice en forma errónea y se produzca daño tanto al animal como a la persona que lo maneja.

## INTRODUCCIÓN

### 1. BIOTERIO

Bio = prefijo griego con la significación de vida.

Terio = animal.

Bioterio es un lugar con características especiales de construcción, con ambiente artificial controlado, con tecnología aplicada y equipo adecuado, con fines de enseñanza e investigación, ahí se reproducen y alojan animales de laboratorio. (6, 8)

#### 1.1 SINONIMIAS SOBRE LOS BIOTERIOS

Estos son también conocidos como: Vivarium, animalarios, casa de animales, estancieros, zooterios. (19)

#### 1.2 CLASIFICACIÓN DE LOS BIOTERIOS:

De acuerdo con la función que desarrollan se les clasifica en: De producción, de experimentación y mixtos. (27)



1.3 ADEMÁS DE ACUERDO CON LA ESPECIE ANIMAL QUE MANEJAN SE LES DIVIDE EN:

Para Grandes Especies (Bovinos, Equinos, etc.,) (Abiertos);

Para Medianas Especies (Ovinos, Caprinos, Porcinos.,);

Para Pequeñas Especies (Perros, Gatos, Rata, Ratón, Hamster, Conejo, Etc.) (Cerrados). (19)

1.4 SEGÚN LAS CARACTERÍSTICAS DE CONSTRUCCIÓN, EQUIPO CON QUE CUENTE Y EL CONTROL HIGIÉNICO SANITARIO EN LA PRODUCCIÓN Y ESTANCIA DE LOS ANIMALES DE LABORATORIO SE CONSIDERAN:

Convencionales y de Barrera. (14)

1.5 CLASIFICACIÓN DE LOS ANIMALES DE LABORATORIO..

ANIMAL CONVENCIONAL

Es aquel con una carga microbiana desconocida e incontrolada.

(6)

ANIMAL AXÉNICO

Animal obtenido por cesárea, alimentado artificialmente y criado bajo condiciones asépticas; demostrablemente libre de toda forma de vida asociada. (8)

ANIMAL ASOCIADO A FLORA MICROBIANA DEFINIDA (GNOTOBIOTICO)

Es un animal axénico al que intencionalmente se le permite la existencia de uno o más tipos de microorganismos definidos. (14)

ANIMAL MANTENIDO EN BARRERA SANITARIA

Es un animal de flora microbiana definida sacado de la cámara de aislamiento y mantenido en jaulas de aislamiento con ambiente controlado con barreras. (14)

ANIMAL LIBRE DE PATÓGENOS ESPECÍFICOS (S.P.F.)

Como su nombre lo indica es un animal que esta libre de vida patógena específica asociada y esta condición se asegura mediante la aplicación de pruebas microbiológicas específicas para los microorganismos considerados. (14, 19, 25)

1.6 DEPENDIENDO DEL TIPO DE CONSTRUCCIÓN DEL BIOTERIO, ASÍ COMO DE LOS RECURSOS CON LOS QUE CUENTE SE OBTENDRÁN ANIMALES DE DIFERENTES CALIDADES.

Los animales de laboratorio son aquellos que se crían y mantienen bajo sistemas de reproducción, manejo y sujeción adecuados a su especie y en condiciones nutricionales y ambientales uniformes, con el fin de evitar variantes que interfieran con los resultados de una investigación. (25)

Las especies animales que comúnmente se utilizan son: ratones, ratas, conejos, hamsters, cuyos, gatos, gerbos y perros; sin embargo, cualquier especie animal es susceptible de ser usada para experimentación. (27)

### 1.7 Concepto de animal de laboratorio.

"Es toda especie animal susceptible de ser utilizada en la experimentación. Con el propósito de no quedar reducido a unas cuantas especies, sin importar sexo, raza, tamaño; su utilización debe ampliarse a los campos generales de la ciencia tales como la física, química, bioquímica, farmacología, ecología, cirugía, genética, nutrición, etología, patología, biología de la reproducción, anatomía, etc." (14)

### 2. ¿Qué es manejo?

Manejo: m.= Acción y efecto de manejar.

Manejar: (Del it. maneggiare.) tr. usar con las manos.

El correcto manejo de los animales de laboratorio es un factor determinante para conducir con éxito una investigación, de no hacerlo así, se generaría una serie de variantes que van desde la ansiedad-dolor hasta la muerte del espécimen. Es indispensable evitar que el manipulador del animal lo lesione. (11)

En el bioterio el investigador, técnico, cuidador de animales o alumno, deberá contar siempre con la asesoría de un especialista con el fin de que reciba las indicaciones teórico-prácticas para el manejo adecuado de los animales de laboratorio. (22)

## 2.1 LOS ASPECTOS QUE DEBEN TOMARSE EN CUENTA EN EL MANEJO Y SUJECCIÓN DE UN ANIMAL DE LABORATORIO SON:

- \* Espacio vital.
- \* Alimentación y agua.
- \* Identificación.
- \* Eutanasia: física y química.
- \* Sujeción, Sexado y Manejo.

### 2.1.1 ESPACIO VITAL

El diseño de las instalaciones que conforman los bioterios, constituye uno de los factores de mayor interés para asegurar la eficiencia y economía de su funcionamiento, y consecuentemente, de mantener el adecuado cuidado y vigilancia de los animales que ahí se albergan. (18)

Una medida fundamental en el cuidado y manejo de los animales de laboratorio, es proporcionarles alojamientos cómodos dentro de las áreas correspondientes, es decir, crearles un agradable "micro ambiente". Con este último concepto se quiere destacar la necesidad de una estancia que permita a los animales crecer, llegar a la madurez sexual, reproducirse, comportarse con normalidad y conservar un buen estado de salud. (10)

Para conseguir estos principios de manejo se precisa ante todo, el conocer algunos de los requerimientos de estos animales, entre los que destaca el mantenerlos secos y limpios, conservarlos en un estado de relativa regulación térmica (lo más aconsejable en cada especie), proveerlos de espacio suficiente para que puedan moverse con cierta libertad, dotarlos de alimento y agua de bebida aseQUIBLE y evitar hacinamientos; en pocas palabras "vigilar su salud y bienestar". (8)

#### Recomendaciones de espacios para animales de laboratorio:

El tamaño de las cajas y jaulas destinadas a alojar a los animales de laboratorio varía dependiendo de los autores y de la literatura consultada. Las especificaciones legales se establecieron por el Animal Welfare Ac. en 1966. (14,25)

(Fig. 1)

## 2.1.2 ALIMENTACIÓN Y AGUA.

### ALIMENTACIÓN

La nutrición constituye el proceso por medio del cual el organismo del animal recibe, transforma y utiliza los nutrientes contenidos en los alimentos que el cuidador suministra a cada animal, en cantidad y calidad variable según sus requerimientos individuales. (19)

Los comederos de los animales, deben reunir las siguientes características:

- \* Fácil acceso para el animal y para el operador.
- \* Fácil limpieza y desinfección.
- \* Diseñado para evitar pérdidas en el alimento.
- \* De acuerdo al tipo de alimentación.
- \* De tamaño tal que permita el acceso simultáneo de la mayoría de los animales. (14, 15)

Por otro lado existen cierto tipos de experimentos que requieren dietas específicas, por lo que es necesario que el investigador o responsable de la alimentación de los animales en esa determinada prueba conozca los requerimientos. (Fig. 2)

Se enlistan los principales contaminantes de las dietas de los animales. así como sus niveles máximos en la (Fig. 3)

Los requerimientos nutricionales de los principales animales de laboratorio se describen en la (Fig. 4).

## AGUA

El agua de bebida es de vital importancia para la vida animal, las necesidades estarán de acuerdo a las condiciones ambientales y el metabolismo de cada especie e individuo, pero la mayoría de los animales puede subsistir más tiempo sin alimento que sin agua. (25)

El agua deberá ser siempre fresca, limpia y a libre disposición de acuerdo con sus necesidades particulares. Debe ser potable y estar libre de contaminantes peligrosos, se debe practicar un examen periódico para asegurarse de la calidad del agua. (14)

Los bebederos automáticos, así como los vertederos de drenaje, deben examinarse rutinariamente para garantizar su buen funcionamiento.

\* Los recipientes de agua tales como los frascos, deben de ser fáciles de retirar y ser esterilizados a intervalos regulares, deben de ser de tamaño grande si son únicos o múltiples para proveer la suficiente agua durante los periodos que los animales no son supervisados.

\* Los recipientes de vidrio transparente tienen la predisposición a romperse si reciben un mal manejo, pero son muy prácticos porque en ellos es posible ver la entrada de burbujas de aire, lo cual indica su correcto funcionamiento. Cualquier suciedad o crecimiento de algas dentro del recipiente de vidrio transparente, puede ser localizado fácilmente y ser removido.

\* Las tapas de los frascos y los tubos deben de resistir el mordisqueo de los animales. El acero inoxidable es el material más adecuado en la elaboración de los tubos de bebida. El diámetro del tubo debe de ser tal que permita que el agua fluya únicamente cuando el animal succione o lengütee. Los tubos de vidrio son más populares debido a que son baratos y proporcionan un buen flujo de agua, son muy prácticos en el sentido de que cualquier suciedad puede ser detectada fácilmente, sin embargo tienen el inconveniente de romperse con facilidad y ser difíciles de lavar.

\* Al colocar la botella de bebida se debe tener en cuenta que la punta del tubo no este en contacto con el piso o la cama de la caja y también que no este a una altura tal que dificulte a los animales pequeños beber. (14, 19, 25, 27)



### 2.1.3 IDENTIFICACIÓN

Al trabajar con animales de laboratorio se presenta la necesidad de utilizar individuos muy similares entre si, por lo que es necesario la colocación de señas o marcas, de esta manera se logra conferir a cada animal una identidad propia y así poder llevar un adecuado control y registro de los mismos. (5)

Todos los métodos de identificación utilizados deben gozar de aplicación rápida y causar el mínimo dolor. En ocasiones es necesario la aplicación de anestesia local. (6)

Como métodos generales se señala el uso de:

#### Métodos permanentes

Llamados también fijos o directos, son aquellos que se aplican de manera directa a los animales, dejando huella perdurable, por ejemplo:

Marcas naturales: Se considera así a las características fenotípicas, siempre que sean fácilmente detectables y sin posible confusión (señas particulares), tiene la desventaja de no ser aplicable a todas las especies. (21)

Perforaciones: Este sistema consiste en la representación de un número por medio de una perforación en las orejas; es quizá el mejor método para identificar ratas, ratones y hamsters ya que se pueden marcar hasta 399 individuos. (1,12)

En las hembras en producción se dividen las orejas en positivo (oreja derecha) y negativo (oreja izquierda). (22)

(Perforaciones - Fig. 5, 7, 8 y 8A)

Muecas: Al igual que el sistema anterior, consiste en la representación de un número practicando muescas en las orejas de ratas, ratones y hamsters, su inconveniencia consiste en que sólo se pueden marcar 99 animales (11).

(Fig. 6)

Mutilaciones: Este método se basa en realizar una muesca, perforación, corte, etc., en alguna zona del animal que no se regenere; por ejemplo amputación de falange y membranas interdigitales; se aplica a ratas y ratones lactantes principalmente. (12)

Marcas de fuego: Consiste en calentar el hierro que forma una marca y aplicarlo sobre la piel del animal (9). Su ejecución es llamada herradero y la marca hierro, constituye un tipo de marca permanente ampliamente utilizada; existe gran variedad de formas y tamaños, como letras, números, escudos; actualmente se utiliza una pasta ácida comercial con el mismo propósito y es utilizada en grandes especies, se pueden aplicar en perros y conejos. (19)

Fotografía: Sin duda es un valioso medio de identificación, ya que permite una observación rápida y clara de los detalles; su uso se extiende a grandes especies y pequeñas especies tales como perros y gatos. (19)

Nasograma: Su uso se limita a casos muy especiales, consiste en la impresión de las líneas del morro en los bovinos y de nariz en los perros. Se requiere experiencia y un banco de información que contenga los duplicados de los nasoglifos que se utilizarán como control. (9)

Tatuaje: Este método asegura la permanencia de la identificación, se puede aplicar por medio de pinzas o vibradores eléctricos, dependiendo el tamaño de letra o color, en la piel no pigmentada con colorantes inertes de color rojo o negro. Si fuera necesario hacerlo en regiones pigmentadas, los colorantes serán blancos o amarillos. Se requiere experiencia para su aplicación; se recomienda en perros, monos y conejos, principalmente aún cuando cualquier animal puede ser tatuado, tal es el caso de la identificación de ratas recién nacidas por medio del tatuaje de los cojinetes plantares, utilizando como referencia un código numérico preestablecido. (1, 7, 16, 19)

(Fig. 9 , 10, 11 y 12)

Marcaje electrónico: Los animales de laboratorio pueden ser identificados de forma permanente e individual por medio de la implantación subcutánea de un microchip. Cada dispositivo tiene un número de identificación único, el cual es leído por medio de un lector especial. La técnica es simple, pero su costo es relativamente alto, esto último limita su uso. Se puede aplicar a todas las especies.(1)

### MÉTODOS TEMPORALES

Se les conoce también como indirectos o reemplazables, son aquellos que aunque se aplican en los animales cuando se van a manipular en grupo o cuando las necesidades de manejo y sanidad así lo requieran (aplicación de vacunas, tratamientos, obtención de muestras, etc.) su duración no es permanente, como es el caso de algunos colorantes, aretes, pulseras, collares, placas grabadas, etiquetas, tarjetas, crayones, anillos, etc. (11, 13)

Tarjetas de caja: Deben de ser fijadas o colocadas en todas las cajas o jaulas. Deben contener la información relevante de los animales que ocupan la caja; su uso se generaliza a todas las especies. (14)

Reseña: Es la descripción de las señales más notables de un animal. Sólo es utilizable si se trabaja con un número reducido de animales. Es necesario tener un sistema de tarjetas de referencia con los detalles y características individuales del animal; se utiliza en algunas especies. (14)

Aretes: Se colocan en las orejas, se prefieren los de tipo tornillo. En ellos se insertan letras o números, aunque necesitan una clave para lograr una perfecta identificación, es común en cobayos y conejos. (19)

Marcas por tinta: Es una técnica de identificación temporal con la que se marca la piel, pelo o lana del animal, con sustancias colorantes. La técnica varía dependiendo de la presentación del colorante, que puede ser de forma líquida, densa o pastosa, en barras o lápices grasos o en aerosol.

Hay algunos inconvenientes en la aplicación de estos sistemas; por ejemplo, los colores no representan códigos internacionales. En este sentido sólo la persona que los impone conoce el número, por lo que es necesario elaborar un índice como guía de interpretación, se aplica en todos los animales. (14, 19)

Collares y bandas: Se utilizan para el cuello, preferentemente en perros, monos, conejos y gatos. Lo más importante es que los dispositivos de ajuste sean cómodos y que incluyan las especificaciones de identificación. (19)

(Fig. 13)

Corte de pelo: Consiste en cortar una porción de pelo con tijeras, en determinada posición y lugar; la persona que lo practica deberá elaborar un índice-guía de interpretación, se aplica en todos los animal con pelo. (22)

Grapas: Se aplican en las orejas cerca de la cabeza, por lo general se fabrican en aluminio y pueden tener códigos de color, letras o números; se utilizan en conejos y cuyes. (14)

Cualquiera que sea el procedimiento para la identificación del animal, deberá ser: inocuo, fácil de aplicar, difícil de falsificar, durable, inseparable del animal y tolerado por éste. (7)

#### 2.1.4 EUTANASIA.

Eutanasia significa, etimológicamente, "muerte sin dolor", "el bien morir" o "la buena muerte"; de Eu = bien y Tanatos = muerte. En sentido aplicativo, es el procedimiento de matar animales de forma rápida y con el menor dolor posible.(8, 20)

Este principio ético debe ser realizado por personal entrenado usando las técnicas adecuadas y apegado a las políticas institucionales. El método usado no deberá interferir con el examen postmortem.(2, 4)

No existe un solo método de eutanasia aplicable a todas las especies, la más adecuada dependerá de la especie animal, los medios de sujeción o inmovilización disponibles, las habilidades del personal y el número de animales que se sacrificarán.(14)

#### LOS CRITERIOS PARA ESCOGER EL MÉTODO DE EUTANASIA SON:

- \* La capacidad de inducir la pérdida de la conciencia y muerte del animal.
- \* El tiempo requerido para inducir inconsciencia.
- \* La confiabilidad del método.
- \* La seguridad que ofrece al personal que lo aplica.
- \* La disponibilidad del fármaco.(20)



Las técnicas varían dependiendo de muchos factores, por ejemplo: la especie animal de que se trate, destino que se va a dar al cadáver e incluso el número de animales a sacrificar. (27)

En este trabajo se mencionan los métodos de eutanasia de elección para los animales de laboratorio más comúnmente usados en la investigación (ratones, ratas, gerbos, hamsters, conejos, cobayos, perros y gatos).

En la eutanasia de algunas especies, especialmente el perro y el gato, el trato debe ser benévolo, y se procurará hablarles al manejarlos con la finalidad de que se tranquilicen. (14, 19)

#### MÉTODOS FÍSICOS

Entre los métodos físicos de eutanasia se incluyen la decapitación (quillotina), dislocación cervical, microondas, perno cautivo penetrante y electrocución, de aplicación preferente en animales que puedan ser manejados con facilidad y cuyo cráneo sea relativamente delgado. (24)

Normalmente estos métodos se utilizan para matar ratas, ratones, cobayos, hamsters, gerbos y conejos.

En animales medianos los métodos físicos de eutanasia sólo se aplicarán cuando los métodos recomendables hayan sido excluidos por alguna justificación clínica y de preferencia en animales inconscientes o sedados.

Para la aplicación de los métodos físicos de eutanasia, la habilidad y experiencia de la persona que los realiza es de suma importancia, ya que si son mal aplicados el animal puede quedar consciente y lesionado. (2)

El personal debe ser capacitado en la aplicación de estas técnicas, con ese fin se utilizarán cadáveres o animales anestesiados.

A continuación se mencionan los métodos de eutanasia más empleados en animales de laboratorio y se describen en forma breve.

DECAPITACIÓN (guillotina). La decapitación se puede realizar en animales ligeramente anestesiados o tranquilizados para facilitar su manejo y colocación en la guillotina; estos instrumentos se consiguen en forma comercial, el empleo de esta técnica requiere de práctica para realizarla en forma rápida y evitar el estrés de los animales. Es utilizado en: cuyes, ratones, ratas pequeñas, hamster y gerbo; sin embargo, es desagradable a la vista. (1, 14)

DISLOCACIÓN CERVICAL. Este método requiere de práctica y conocimiento de la técnica adecuada para evitar el estrés y sufrimiento de los animales (pequeños roedores, por lo general por medio de tracción) en cuyes y conejos por medio del golpe de conejo (19).

La técnica consiste en sujetar al animal por la cola o por la parte media del cuerpo y después se procede a dislocar las vértebras cervicales por medio de la tracción del cuerpo y la sujeción de la cabeza, presionando el cuello con un objeto tal como unas tijeras o una varilla de metal; el animal presentará convulsiones y en ocasiones salida de sangre por la nariz y boca. (14)

MICROONDAS. En ciertas circunstancias, cuando es necesario detener de manera rápida el metabolismo cerebral, la irradiación con microondas puede ser usada para matar animales experimentales. El uso de esta técnica requiere contar con una fuente de microondas procedente de un aparato especialmente diseñado para este fin. No es recomendable el uso de hornos de microondas domésticos. (1)

PERNO CAUTIVO PENETRANTE. Es un método de eutanasia muy práctico en perros, gatos y grandes especies.

El perno cautivo es accionado mediante aire comprimido o por un cartucho de pólvora, su modo de acción es por contusión y trauma del hemisferio y tallo cerebral, por lo tanto es fundamental la colocación correcta del perno en la cabeza del animal, es utilizado en: perros y gatos.(14).

ELECTROCUCIÓN. La electrocución con corriente alterna es un método de eutanasia que se ha empleado en perros, gatos, grandes especies y animales de zoológico. Es imperativo que el animal esté inconsciente antes de ser electrocutado. Se requieren habilidades y equipo especial para llevar a cabo este método.(14)

(Fig. 14)

#### MÉTODOS QUÍMICOS

Los métodos denominados químicos utilizan sustancias que, aplicadas por diversas vías, originan una rápida y profunda insensibilización e, incluso, la muerte instantánea.

Se deben tomar las precauciones necesarias para reducir al mínimo los riesgos de la exposición aguda y crónica. La mayoría de estas sustancias son de cuidado para la salud del hombre.

La administración intravenosa es el método más recomendable siempre procurando causar el mínimo estrés al animal, ya que es el método más rápido y confiable.

Sólo se permite la inyección intracardiaca en animales bajo sedación.(2)

\* Sobredosis de anestesia. Una sobredosis de Pentobarbital administrada por vía endovenosa produce una rápida anestesia, depresión respiratoria y cardíaca y la posterior muerte del animal, pero se requiere de un excelente manejo y sujeción por lo que muchos investigadores prefieren la vía intraperitoneal, la cual provoca la muerte del animal elegido, posteriormente de haberle inducido el sueño, su único inconveniente es que se debe aumentar la dosis del fármaco. Su uso se recomienda en todas las especies.(2, 14)

Los barbitúricos deprimen el sistema nervioso central en orden descendente, empezando en la corteza cerebral con inconsciencia seguida de anestesia.

Todos los barbitúricos son aceptables para la eutanasia, ya que inducen inconsciencia con sólo el dolor mínimo o transitorio de la venipuntura. Debe certificarse la muerte en cada caso.(20)

\* Uso de bióxido de carbono. Su uso es muy común en los pequeños roedores como ratas, ratones, cuyos, hamsters, etc., debido a la facilidad de alojar a estos animales en una caja o recipiente transparente y hermético, en donde se les expone al bióxido de carbono, el cual se extrae por lo general de un cilindro de gas comprimido.

El objetivo de que el contenedor sea transparente es con la finalidad de observar a los animales y de este modo determinar el momento en que se logra la inconsciencia debido al efecto del gas sobre el sistema nervioso central, lo cual provoca una narcosis inicial, paro respiratorio y finalmente cardíaco.

Esta técnica de eutanasia sirve para el sacrificio de animales en gran cantidad, dependiendo de la capacidad del contenedor. Se usa en todas las especies menores. (1, 2, 14)

Óxido nítrico (N<sub>2</sub>O). En combinación con otros inhalantes, acelera el inicio de la anestesia, pero por sí mismo no induce anestesia en animales, por lo cual no debe usarse solo. Se usa en roedores. (2)

Éter. Sólo se puede usar dentro de una campana o un área ventilada y en ausencia de flamas u otras fuentes de fuego. Se usa en roedores. (2)

Monóxido de carbono. Es un gas incoloro e inodoro, no flamable y no explosivo en concentraciones superiores al 10%, en los animales induce inconsciencia sin dolor y con mínimo estrés, causando la muerte rápidamente; existen reportes de su utilización en perros. Se usa también en roedores.(14)

(Fig. 15)

#### 2.1.5. Sujeción, Sexado y Manejo

Tanto para la seguridad de los animales y de las personas que los cuidan, como por razones éticas, en todos los casos se deben tomar las precauciones más convenientes para contener, sujetar e inmovilizar a los animales de laboratorio, bien sea para su manejo, sexado y traslado o para poder utilizarlos cómodamente en la experimentación. En cada caso se tendrán normas que se describen en seguida.(13)

### 2.1.5.1 RATA

Las variedades domésticas y albina de la rata gris o noruega (Rattus norvegicus), originaria del Viejo Mundo, comenzó a ser producida por los naturalistas del siglo XIX. La rata negra, (Rattus rattus), es mucho menos popular, pero aún así se empieza a producir. Es la especie más frecuentemente empleada en la investigación biomédica; por su bajo costo de mantenimiento, facilidad de manejo, relativa rusticidad y su uso en una amplia gama de procesos experimentales. (13)

Al igual que en el caso de los ratones, existen distintos tipos de ratas, clasificables en función de sus características ecológicas (libres de gérmenes, gnotobióticas, SPF y convencionales). Sin embargo, al menos en los momentos actuales, la mayoría de las colonias establecidas lo son sobre la base de animales convencionales cruzados al azar. Entre las estirpes más empleadas cabría citar la Sprague-Dawley, de capa blanca, cabeza fina y cola más larga que otras variedades, es muy prolífica, pero es también más susceptible a problemas respiratorios. La Wistar es de capa blanca, posee una cabeza gruesa, cola más corta que el cuerpo, orejas largas y una resistencia a algunas enfermedades infecciosas. Long-Evans, de capa blanca con la cabeza, cuello y hombros negros. (19)



## SEXADO

Los testículos son ya evidentes a edades muy tempranas, especialmente si el animal se mantiene con la cabeza elevada, lo que produce el descenso de dichos órganos al escroto. Los machos poseen, así mismo, una amplia papila genital y una distancia urogenital superior a la hembra (5 mm en los machos, frente a los 2.5 mm en las hembras a los 7 días de edad). Entre los 8 y 15 días es posible distinguir en las hembras la glándula mamaria. (13, 14)

(Fig. 16 y 17)

## MANEJO

No es recomendable sujetarla por la cola distalmente, ya que la piel de ésta se puede desprender fácilmente, dejando al descubierto las vértebras, esto obliga a sacrificar al animal. La forma correcta de sujetarlas es proximalmente a la base de la cola, colocándola sobre una tapa o jaula de tela de alambre, con la mano izquierda se procede a sujetar a la rata sorpresivamente, aprovechando el movimiento en el que el animal está ocupado en sostenerse de la jaula. (24, 27)

(Fig. 18, 19, 20, 21 y 22)

Taxonomía:

CARACTERÍSTICAS GENERALES.

Clase:	Mamífera	Peso al nacimiento:	5 g.
Orden:	Rodentia	Destete:	40-50 g
Familia:	Muridae	Macho adulto:	300-400 g.
Género:	<u>Rattus</u>	Hembra adulta:	200-300 g.
Especie:	<u>norvegicus</u>	T° rectal:	38.2°C.

Parámetros cardiovasculares y respiratorios.

Pulso: 261-600/m.

Respiración: 66-114/m.

Presión sistólica/diastólica: 116/90.

Tipo de ciclo estral: poliéstrico continuo.

Duración del ciclo estral: 4.5 días.

Gestación: 20-22 días.

Tamaño de la camada: 6-12 animales.

Vida productiva del macho: 1 año.

Tipo de ovulación: 10 hrs. después de iniciado el estro.

Madurez sexual: Macho- 100 días con 350 g de peso.

Edad al destete: 20 días promedio.

Edad a la pubertad: 50-60 días. (14)

#### 2.1.5.2 RATÓN

Aunque en ocasiones se emplee como mascota, lo cierto es que el ratón (Mus musculus) se usa mayoritariamente como animal de experimentación. Las características que justifican este empleo son su gran prolificidad, adaptación a la explotación en grandes colonias, amplia variabilidad genética y los profundos conocimientos que se poseen acerca de su fisiología y anatomía. El ratón Swiss, albino, constituye en los momentos actuales la principal fuente de estirpes no consanguíneas, existiendo paralelamente multitud de estirpes consanguíneas, se emplean también como animales experimentales el ratón campestre (Microtus), el ratón-canguro (Onychomys) y el ratón de patas blancas (Peromyscus). Los ratones más frecuentemente usados pueden clasificarse en ratones libres de gérmenes, axénicos, gnotobióticos, SPF y convencionales. Genéticamente pueden clasificarse en: animales de reproducción no dirigida, animales consanguíneos y los híbridos F1 de dos líneas parentales consanguíneas.

(13, 21)

## SEXADO

Los machos, ya al nacimiento, pueden reconocerse por la mayor distancia ano-genital (superior en 1.5-2 veces a la de la hembra) y los testículos de color pálido, visibles a través de la pared abdominal. La hembra ya a los 9 días de edad, tiene la glándula mamaria visible. (13, 14)

(Fig. 23 y 24)

## MANEJO

Lo mejor es tomarlo por la extremidad de la cola, colocándolo sobre una placa rugosa o una rejilla, a la que se fijen ellos mismos con sus garras delanteras; en cuanto se hace un poco de tracción, con los dedos índice y pulgar izquierdos liberados, se procede a sujetar al ratón. (18, 21)

(Fig. 25, 26, 27 y 28)

## Taxonomía

## CARACTERÍSTICAS GENERALES

Clase:	Mamífera	Peso al nacimiento:	0.5-1 g.
Orden:	Rodentia	Destete:	9-11 g.
Familia:	Muridae	Macho adulto:	20-40 g.
Género:	Mus	Hembra adulta:	25-40 g.
Especie:	<u>MUSCULUS</u>	T° rectal:	37.4°C.

\* Parámetros cardiovasculares y respiratorios.

Pulso: 330-780 m

Respiración: 84-230 m

Presión sistólica/diastólica: 113/81.

Madurez sexual hembra: 30 g.

Edad al destete: 18-21 días.

Edad a la pubertad: 35 días.

Madurez sexual macho: 55 días con 30 g. de peso.

Duración del estro: 9-20 hrs.

Momento de ovulación: 2-4 hrs. después de iniciado el estro.

Gestación: 19 días.

Tamaño de la camada: ocho promedio.

Vida productiva del macho: 1-1.5 años.

Longevidad: 2 años.

Vida productiva de la hembra: 10-12 meses. (14)

### 2.1.5.3 CONEJO

El conejo doméstico, Oryctolagus cuniculus, es el único género del conejo europeo; la liebre (Lepus) y el conejo americano (Sylvilagus), pertenecen a géneros distintos sin que entre ellos se produzcan cruzaas fértiles. Las razas varían en tamaño, tipo de pelo y color de la capa, habiendo sido seleccionadas para la producción de carne, pelo o fines experimentales. Como representativas entre las razas de gran tamaño se puede mencionar al Gigante de Flandes o al Gigante Checke red; entre las de mediano tamaño las más representativas son la Californiana o la Nueva Zelanda y entre las pequeñas cabe señalar la Holandesa y la Polaca, las que pueden explotarse en alojamientos cerrados o al aire libre y alimentarse con concentrados. (3, 13)

### SEXADO

Los machos jóvenes tienen una abertura genital protuberante, sumamente marcada, en tanto que las hembras presentan una abertura poco aparente. En los machos adultos es perfectamente visible el escroto doble, de localización inguinal, con las zonas laterales carentes de pelo y anterior al pene. (13, 14)

(Fig. 29 y 30)

## MANEJO

La mejor sujeción se consigue tomándolos con la mano derecha por la piel del dorso, suelta de la parte posterior del cuello, posteriormente con la mano izquierda son inmovilizadas las patas traseras, que en ningún caso deben quedar libres por la facilidad que tienen a poder rasguñar con ellas al manejarlos. (13, 25)

(Fig. 31, 32, 33, 34, 35 y 36)

<u>Taxonomía</u>	<u>CARACTERÍSTICAS GENERALES</u>
Clase: Mamífera	Peso al nacimiento: 100 g.
Orden: Lagomorpha	Destete: 800-1300 kg.
Familia: Leporidae	Macho adulto: 3.5-5.4 kg.
Género: <u>Oryctolagus</u>	Hembra adulta: 3.9-5.4 kg.
Especie: <u>cuniculus</u>	T° rectal: 39.5°C.

\* Parámetros cardiovasculares y respiratorios.

Pulso: 123-304 m.

Respiración: 38-60 m.

Presión sistólica/distólica: 110/80 .

(14)

#### 2.1.5.4 COBAYO

El cobaya, Cavia porcellus, cochinito de Guinea o conejillo de indias, cuy, cuyo, cavia o curiel, originario de Sudamérica, pertenece al suborden de los Histricomorfos, (chinchilla y puerco-espín). El tipo más común, empleado como un animal de laboratorio o de compañía es la variedad inglesa de pelo corto, cuyos representantes son Duncan y Hartley. Como animales de experimentación los más usados son los pertenecientes a las líneas consanguíneas 2 y 13. Otras variedades importantes son la abisinia de pelo corto y la peruana de pelo largo. Entre los mayores inconvenientes para su empleo hay que señalar su comportamiento ingestivo, ciertamente anómalo, su dependencia de fuentes exógenas de vitamina C y su largo periodo de gestación. (19, 23)

#### **SEXADO**

El macho carece de abertura genital entre el orificio uretral y el ano. La hembra posee una abertura en forma de U (la membrana vaginal), en dicho espacio. Para poner de manifiesto dicha membrana debe colocarse el índice y el pulgar de cada mano a ambos lados de la protuberancia uro-genital. Al separar suavemente los dedos, a la vez que se ejerce cierta presión, se exponen las membranas. (13, 14)

(Fig. 37 y 38)



## MANEJO

Estos animales, aún siendo muy dóciles, pueden morder si no se les inmoviliza convenientemente, con este fin es suficiente formar un anillo con el índice y el pulgar alrededor de su tórax sujetando hasta el borde de la mandíbula inferior, mientras que la otra palma de la mano se coloca en forma de copa, con el fin de que sostenga el resto del cuerpo. (13, 27) (Fig. 39, 40 y 41)

### Taxonomía

### Características generales.

Clase:	Mamífera.	Peso al nacimiento:	60-80 g.
Orden:	Rodentia.	Destete:	90-120 g.
Familia:	Cavidae.	Macho adulto:	550 g.
Género:	<u>Cavia</u>	Hembra adulta:	500 g.
Especie:	<u>porcellus.</u>	T° rectal:	38.6°C.

### \* Parámetros cardiovasculares y respiratorios.

Pulso: 150-400 m.

Respiración: 60-104 m.

Presión sistólica/diastólica. 77/47.

Tamaño de la camada: 1-8 (promedio=3).

Vida productiva hembra: 3-5 años.

(14)

#### 2.1.5.5 HAMSTER

El hamster, Mesocricetus auratus, hamster dorado o Sirio, originario del medio oriente, es quizás el tipo más frecuentemente usado como mascota y goza de gran popularidad como animal de laboratorio ya que cuenta con varios tipos, la aguti, canela, crema, blanco y el de pelo largo; el hamster chino o enano (Cricetulus griseus) y el hamster europeo (Cricetus cricetus), son muy poco usados. Entre las características más sobresalientes de estos animales se encuentran su corto periodo de gestación, su agresividad, camadas numerosas y su habilidad, realmente sorprendente, para evadirse de lugares cerrados. Pueden criarse satisfactoriamente con alimentos concentrados, comerciales y en general, no presentan demasiados problemas clínicos durante su breve y activísima vida. (13, 25)

#### SEXADO

El margen perineal del macho adopta una forma redondeada como consecuencia de la presencia del saco escrotal, mientras que la hembra presenta esa misma región ciertamente puntiaguda. Otro rasgo distintivo sería la mayor distancia ano-genital en el macho y la existencia, en éstos, de una papila genital protuberante. (13, 14)

(Fig. 42 y 43)

### MANEJO.

Es un animal belicoso y agresivo, sin distinción de sexo o edad, cuando se trata de sujetarlo tiende a morder. Así mismo debe tenerse presente su tendencia a roer los más diversos objetos y escapar de los lugares en los que se le confina.

(25, 27) (Fig. 44, 45, 46, 47 y 48)

### Taxonomía:

### Características generales.

Clase: Mamífera	Peso al nacimiento: 2 g.
Orden: Rodentia	Destete: 20-30 g.
Familia: Cricetidae	Macho adulto: 90-175 g.
Género: <u>Mesocricetus</u>	Hembra adulta: 90-140 g.
Especie: <u>auratus.</u>	T° rectal: 37.4°C.

### \* Datos anatómo-fisiológicos.

Frecuencia cardíaca: 275-425/m.

Volumen sanguíneo: 7.5% del peso corporal vivo.

Respiratorio: 33-127/m.

Glucosa: 54-187 mg %

Hemoglobina: 16 %

Longevidad: 3 años.

Ciclo estral: 4-6 días.

Periodo de gestación: 16-18 días. (14)

#### 2.1.5.6 GERBIL

El gerbil mongólico, Meriones unguiculatus, es originario de las regiones áridas del norte de China y de Mongolia, clasificado inicialmente entre los Cricetidae, se conocen al menos 11 géneros. Aunque en los EEUU el empleo de los gerbils se reduce solamente a unguiculatus. Es un roedor con gran capacidad exploratoria, que apenas produce olores, poco agresivo, caracterizado por su reproducción de tipo monógama, sus mecanismos de retención hídrica, crisis epileptiformes espontáneas y escasa sensibilidad a las infecciones bacterianas. (17, 26)

#### SEXADO

Los machos jóvenes tienen el escroto de color oscuro y una distancia ano-genital (10 mm.) mayor que las de las hembras (5 mm.). Ambos sexos, en cambio poseen papila genital.

(14) (Fig. 49 y 50)

#### MANEJO

Para levantar un gerbo se debe tomar de la cola y sujetar la piel alrededor del cuello con la otra mano, deteniéndolo con el mismo procedimiento como si se tratara de un ratón grande.

(25, 27) (Fig. 51, 52 y 53)

**Taxonomía:**

**Clase:** Mamifera

**Orden:** Rodentia

**Familia:** Cricetidae

**Género:** Meriones

**Especie:** unquiculatus

**Características generales.**

**Peso al nacimiento.** 2.5-3.5 g.

**Macho adulto:** 46-131 g.

**Hembra adulta:** 53-133 g.

**T° rectal:** 37.4°C

**\* Características anatómo-fisiológicas.**

**Longevidad hembra:** 18 meses aprox.

**Longevidad macho:** 3 años.

**Periodo de gestación:** 24-26 días.

**Ciclo estral:** 4-6 días.

**Frecuencia cardíaca:** 360/m.

**Frecuencia respiratoria:** 70-120/m.

(14)

#### 2.1.5.7 GATO

Los gatos como las demás criaturas, difieren en el temperamento y en la conducta, presentan más problemas que el resto de los animales de laboratorio. Un gato con un mal temperamento puede provocar serias heridas si no se le puede manejar. (9)

Existen varios métodos de sujeción, como son cajas, sacos, toallas, redes y cepos. (14)

#### SEXADO.

La distancias ano-genitales no son muy notorias, pero el macho presenta una mayor separación, además de la presencia de testículos. (14)

#### MANEJO

Levantar o sostener un gato por la piel del cuello con una mano y los miembros posteriores con la otra aplicando una ligera tracción, es un método que se recomienda para gente con experiencia o en gatos mansos. Pueden ser manejados dentro de una bolsa, una toalla o un lienzo, procurando no dificultarles la respiración.

(14)

(Fig. 54 y 55)

Taxonomía:

Características generales.

Clase:	Mamífero	Peso al nacimiento:	90-140 g.
Orden:	Carnívoro	Macho adulto:	3.5-5.9 kg.
Familia:	Felidae	Hembra adulta:	2.25-3 kg.
Género:	<u>Felis</u>	T° rectal:	38.5°C.
Especie:	<u>catus</u>		

\* Características anatómo-fisiológicas

Tipo de ovulación:	inducida.
Período de gestación:	63 días.
Frecuencia cardíaca:	110-130/m.
Frecuencia respiratoria:	20-30/m.
Ciclo estral:	14 días.
Edad de maduración en machos:	12 meses.
Edad de maduración en hembras:	7-8 meses.

(14)

#### 2.1.5.8 PERRO

De todos los animales domésticos, los perros presentan una enorme variación en temperamento y actitudes, algunos son dóciles, otros son viciosos, nerviosos y se deberán mantener a una distancia segura con un bozal.

Algunos perros se someterán solamente con colocarlos para examinarlos en una mesa con superficie resbaladiza, el asistente deberá tener especial precaución, nunca deberá aproximarse de sorpresa a un perro, deberá estar seguro que lo vea cuando se acerque y también de que lo escuche.

El que esté manejando a un perro siempre deberá de observar las indicaciones de carácter del animal, ésta persona no esperará hasta que gruñe por disgusto. Su incomodidad nos lo indicará un cuerpo rígido, la elevación de un bello o la erección de los pelos de la espalda, ante estas muestras de alerta se deberá suspender lo que se esté haciendo y se debe aplicar un método rápido y seguro de sujeción. (9, 14)

#### SEXADO

Fácilmente diferenciable el macho de la hembra, por características anatómo-fisiológicas, (presencia de pene y testículos a la vista). (14)



## MANEJO

Un perro nervioso es un peligro para el manejador o para quien lo intente manejar, será necesario aproximarse con delicadeza y no efectuar movimientos rápidos o bruscos para colocarle un bozal. (9, 14)

(Fig. 56, 57, 58, 59, 60 y 61)

<u>Taxonomía:</u>	<u>Características generales</u>
Clase: Mamífera	Peso al nacimiento: variable.
Orden: Carnívoros	Macho adulto: depende de la raza.
Familia: Canis	Hembra adulta: depende de la raza
Género: <u>Canis</u>	T° rectal: 38-39°C
Especie: <u>familiaris</u>	

### \* Características anatómo-fisiológicas.

Frecuencia cardíaca: 62-80/m. (grandes)

90-130/m. (pequeñas)

Frecuencia respiratoria: 16-30/m.

Tipo de gestación: 60 a 66 días.

Ciclo estral: variable.

Duración del estro: 7 a 13 días.

(14)

## RESULTADOS.

Al revisar la literatura citada para la realización del presente trabajo, se encontró que las técnicas o métodos de sujeción y manejo no han variado mucho en los últimos años y solo presentan mínimas modificaciones según el autor que lo esté citando, siendo siempre lo fundamental en su realización, el dar seguridad tanto al animal que se maneja como a la persona que lo realiza.

Otro punto importante es el hecho de que el resultado de una investigación se ve influenciado por todos los factores que rodean su desarrollo, y dentro de éstos el manejo tiene una gran importancia, al llevarse a cabo de forma rutinaria ya que los animales de laboratorio son y serán requisito primordial para el desarrollo y evolución de la ciencia.

En México se ha asignado el término Bioterio, al lugar donde se produce y/o albergan animales destinados a la investigación, mejor conocidos como animales de laboratorio.

LITERATURA CITADA

- 1.- American College of Laboratory Animal Medicine Series:  
The laboratory Rat, Academic Press, EEUU.1980.
- 2.- Andrews, E.J., et al: 1993 Report of the AVMA Panel on  
Euthanasia, JAVMA, Vol. 202, No. 2, January 15, 1993.
- 3.- Barone, R., et al.: Atlas of Rabbit Anatomy. 1st ed.  
Hasson, Paris, 1973.
- 4.- Carthy, J.D.: La conducta de los animales. 1a ed. Salvat,  
España, 1970.
- 5.- Cier, J.F.: L'animal de laboratoire, son évolution de  
Claude Bernard a nos Jours. Bull. C.I.A.L., Francia. 3, n°2:  
6-24, 1979.
- 6.- Committe on Care and Use of Laboratory Animals : Guide  
for the Care and Use of Laboratory Animals, NIN, EEUU, 1985.

7.- Committee on the use of Laboratory Animals in biomedical and behavioral research. Use of laboratory animals in biomedical and behavioral research. National Academic Press. p. 18-26, 1996.

8.- Committee on Care and Use of Laboratory Animals; Institute of Laboratory Animals Resources, NRC., US Department of Health Education and Welfare. NIH: Guide for the Care and Use of Laboratory Animals, USA. 1978.

9.- De la Puente, J.: Exterior y manejo, SUA, FMVZ, UNAM. México D.F. 1988.

10.- Domínguez, J.A.: Laboratory Animal Science in México. Newsletter. Vol. 14:2, April 1984 pp.7.

11.- Fox, J.G., Cohen, B.J. and Loew, F.N.: Laboratory Animal Medicine. 1st ed. Academic Press, EEUU., 1984.

12.- Green, L.E.: Biology of the Laboratory Mouse. 2nd ed. Mac Graw-Hill, New York, 1966.

13.- Harkness, J.: Biología y clínica de conejos y roedores. ed. Acribia, España., 1977.

14.- Inglis, J.K.: Introduction to Laboratory Animal Science and Technology. 1st ed. Pergamon Press, England, 1988.

15.- International Council for Laboratory Animal Science: Directrices de ICLAS sobre la alimentación y formulación de dietas para los animales utilizados en investigación biomedica. Comite Español del ICLAS/ CSIC, España, 1987.

16.- Iwaki, S. et al.: Identification of newborn rats by tattooing. Laboratory Animals, (1989) 23, 361-364.

17.- Kuehne, R.E. et al.: Reproductive Behavior of the mongolian gerbil (*Meriones unguilatus*). J. Comp. physiol. Psychol., 66: 3pt. 1:747. 1968.

18.- McPherson, C.W.: The Mouse: Husbandry. NIH, Washington State University College of Veterinary Medicine, USA. 1973

19.- Saiz, L., Garcia, J.L. y Compaire, C.: Animales de Laboratorio. 1a ed. I.N.I.A. España, 1983.

20.- Scott, W.N., and Ray, P.H.: Euthanasia. In Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals. 2nd ed. UFAW, Baltimore, 1972.

21.- Simmons, M.L., and Brick, J.O.: The laboratory mouse: selection and management. Englewood Cliffs, N.J., Prentice-Hall, Inc., 1970.

22.- Tena, E.F.: Guía para el manejo de los animales de laboratorio, 1a ed. Com. interiost. Buenas prácticas de la industria farmacéutica, México 1994.

23.- Wagner, J.E. et al.: The biology of the guinea-pig, Acad. Press, New York, 1975.

24.- Waynforth, H.B.: Experimental and Surgical Technique in the Rat, 2nd ed. Academic Press, England, 1992.

25.- Williams, C.S.: Practical guide to Laboratory Animals. The C.V. Mosby Company, Saint Louis, 1976.

26.- Williams, W.M.: The Anatomy of the Mongolian Gerbil. West Brookfield, Mass., Tumblebrook Farm., Inc. 1979

27.- Worden, A.N. and Lane-Petter, W.: The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals. 6th ed. UFAW, England, 1987.

**ESPACIO VITAL**

**RECOMENDADO**

## Figura 1

Animales	Peso	Alojamiento	Área del piso / animal	Altura*
Ratones	hasta 10 g	caja	39 cm <sup>2</sup>	12.7 cm
	10-15 g	caja	52 cm <sup>2</sup>	12.7 cm
	16-25 g	caja	77 cm <sup>2</sup>	12.7 cm
	mayor 25 g	caja	97 cm <sup>2</sup>	12.7 cm
Ratas	menor 100 g	caja	110 cm <sup>2</sup>	17.8 cm
	100-200 g	caja	148 cm <sup>2</sup>	17.8 cm
	201-300 g	caja	187 cm <sup>2</sup>	17.8 cm
	mayor 300 g	caja	258 cm <sup>2</sup>	17.8 cm
Hamsters	menor 60 g	caja	64.5 cm <sup>2</sup>	15.2 cm
	60-80 g	caja	83.9 cm <sup>2</sup>	15.2 cm
	81-100 g	caja	103.2 cm <sup>2</sup>	15.2 cm
	mayor 100 g	caja	122.6 cm <sup>2</sup>	15.2 cm
Cuyes	menor o igual 350 g	caja	277 cm <sup>2</sup>	17.8 cm
	igual 350 g	caja	652 cm <sup>2</sup>	17.8 cm
	mayor 350 g	caja	652 cm <sup>2</sup>	17.8 cm
Conejos	menor 2 kg	jaula	0.14 m <sup>2</sup>	35.6 cm
	2-4 kg	jaula	0.28 m <sup>2</sup>	35.6 cm
	4-6 kg	jaula	0.37 m <sup>2</sup>	35.6 cm
	mayor 6 kg	jaula	0.46 m <sup>2</sup>	35.6 cm
Gatos	menor o igual 4 kg	jaula	0.28 m <sup>2</sup>	61.0 cm
	mayor 4 kg	jaula	0.37 m <sup>2</sup>	61.0 cm
Perros	menores de 15 Kg	cuarto	0.74 m <sup>2</sup>	
	15 a 30 Kg	cuarto	1.12 m <sup>2</sup>	
	mayores de 30 Kg	cuarto	2.23 m <sup>2</sup>	
	menores de 15 Kg	caja	0.74 m <sup>2</sup>	82 cm
	15 a 30 Kg	caja	1.12 m <sup>2</sup>	92 cm



**REQUERIMIENTO**

**NUTRITIVO**

## FIGURA 2

### COMPOSICIÓN Y PREPARACIÓN DE UNA DIETA DEFINIDA QUÍMICAMENTE.

#### 1. SELECCIÓN DE LA DIETA.

<u>Tipo de experimento</u>	<u>Tipo de dieta preferible</u>	<u>Razones</u>
1. Eficacia de la sustancia a probar	Ingredientes naturales	Economía, obtención de máximos índices productivos.
	Purificadas	Máximas diferencias como respuesta a los niveles de dosificación.
2. Toxicidad a corto plazo	Purificadas	Evitar efectos de los contaminantes xenobióticos y naturales de las sustancias no nutritivas.
3. Toxicidad crónica	Ingredientes naturales y alimentación restringida	Economía, Longevidad.
4. Toxicidad reproductiva	Ingredientes naturales	Economía. Máximos índices reproductivos.
5. Estudios	Purificadas	Evitar la confusión de los efectos.
6. Estudios de nutrientes específicos	Purificadas	Efectos específicos.
7. Inducción de trastornos metabólicos	Purificadas	Evitar interacciones indeseables.

### FIGURA 3

#### MÁXIMAS CONCENTRACIONES PERMITIDAS DE CONTAMINANTES EN DIETAS PARA ANIMALES DE LABORATORIO

Recomendaciones de Food and Administration  
National Center for Toxicological Research. Octubre 1979.

<u>CONTAMINANTES</u>	<u>CONCENTRACIÓN (ppm)</u>
Arsénico	1.0
Cadmio	0.25
Plomo	1.5
Mercurio	0.2
Aflatoxinas	0.005
Metil - nitrosamina	0.01
DDT (total)	0.1
Dieldrina	0.02
Hepa-cloro epóxido	0.02
Lindano	0.1
Malathion	5.0
Paradiclorobenceno (PCB)	0.05
Hidroxianisol butilado (BHA)	50.0
Ethoxyquin	50.0

## FIGURA 4

### B. REQUERIMIENTOS NUTRITIVOS

a) Bruto	Ración	Raza	Cobayo	Conejo
Proteína	20-23%	16-20%	20%	15%
Grasa	10-12%	5-25%	3%	2-3%
Hidratos de carbono	45-55%	45-55%	45%	45-55%
Fibra cruda	1%	3-7%	11,3%	14%
Cenizas	5-6%	6,3%	8,5%	8,5%
Elementos nutritivos digeribles totales	65%	70%	70%	52%

b) Minerales	Ración	Raza	Cobayo	Conejo
Calcio	0,6-0,6%	4,5-6 mg	1%	0,23%
Fósforo	0,5-0,7%	3,5-5 mg	0,5%	0,23%
Magnesio	0,02%	0,2-0,3 g	0,2%	30-40 mg
Potasio	0,2%	0,5-1,5 mg	1,1%	0,5%
Zinc	4 ppm	2-4 mg	121 ppm	-
Sodio	0,75%	0,5 mg	0,40 mg	-
Hierro	0,0025%	10,5 mg	259 ppm	-
Manganeso	0,02%	5,0 mg	121 ppm	1 mg x día
Cobre	0,014-0,015%	5,0 mg	20,7 ppm	3-10 ppm

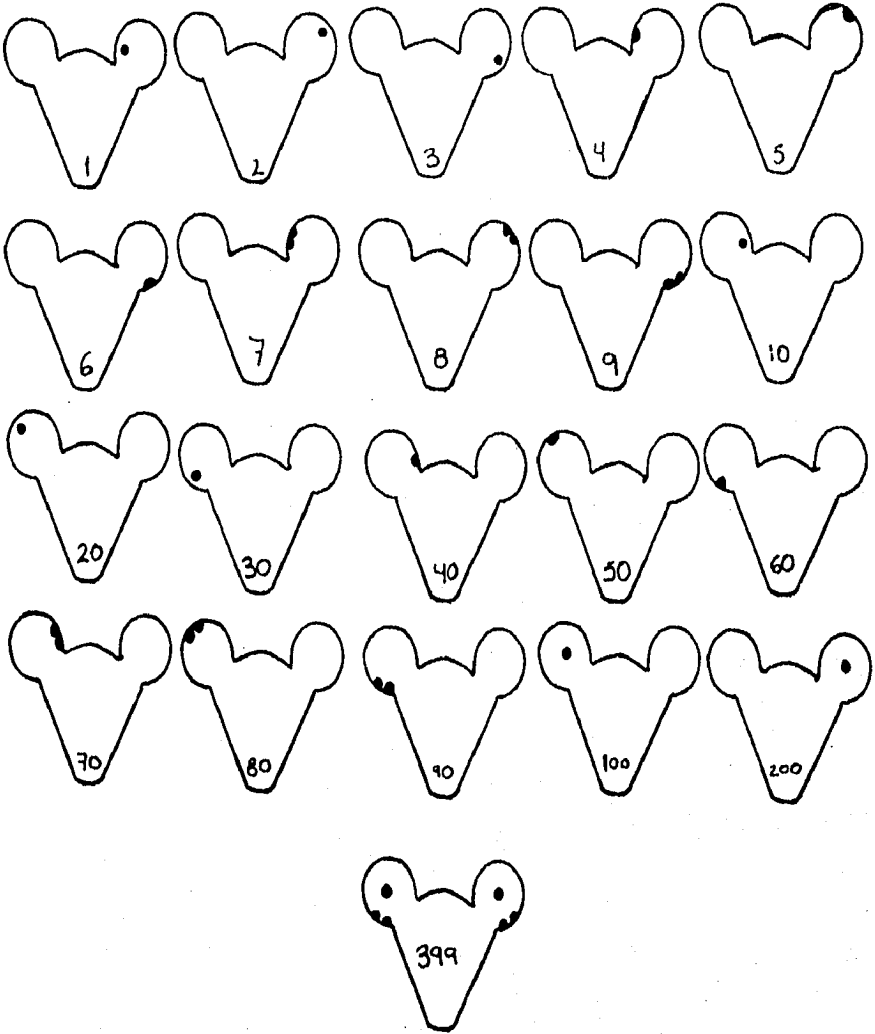
c) Vitaminas	Ración	Raza	Cobayo	Conejo
A	250-500 U.I./Kg. ración	3000 U.I. Kg. ración 9,0 g 27 mg/lit. peso día	-	-
D	100 U.I./Kg. ración	500 U.I./Kg. ración	0,3 mg/100 g ración	0,3 mg/100 g ración
E	20-45 mg/Kg. ración	50 mg/Kg. ración	4,8 mg/100 g ración	2 mg/Kg. peso
K	1m.g/Kg. ración	-	0,8 mg/100 g ración	-
B <sub>1</sub>	5mg/Kg. ración	1,25 mg/Kg. ración	1,3 mg	-
B <sub>2</sub>	4-6 mg/Kg. ración	2,5-5 mg/Kg. ración	1,3 mg/Kg. ración	-
Niacina	10 mg/Kg. ración	10-100 mg/Kg. ración	4,0 mg/Kg. ración	2 mg/100 g ración
B <sub>6</sub>	1-5 mg/Kg. ración	1-5 mg/Kg. ración	1,9 mg/Kg. ración	1,6 mg/100 g ración
B <sub>12</sub>	10-20 mg/Kg. ración	15-25 mg/Kg. ración	-	-
Ac. pantoténico	1,5-3 mg/Kg. ración	8-10 mg/Kg. ración	1,6 mg/Kg. ración	1-2 mg/Kg. ración
Biotina	20-50 mg/Kg. ración	-	-	-
ac. fólico	0,5-1,5 mg/Kg. ración	-	0,8 mg/Kg. ración	0,5-0,8 mg/100 g
Colina	1g/lit. ración	0,72 mg/Kg. ración	0,10-0,13 g/100 g	-
Inositol	10-100 mg/Kg. ración	3 g/Kg. ración	-	-
Vit. C	-	-	16 mg/Kg. peso	-
Req. agua	8 ml/día	33 ml/día	143 ml/día	200 ml/día
Req. alimentación	4-6 g/día	12-15 g/día	30 g/día	150 g/día

**IDENTIFICACIÓN**

**EN RATAS Y  
RATONES**

**PERFORACIONES**

FIGURA 5

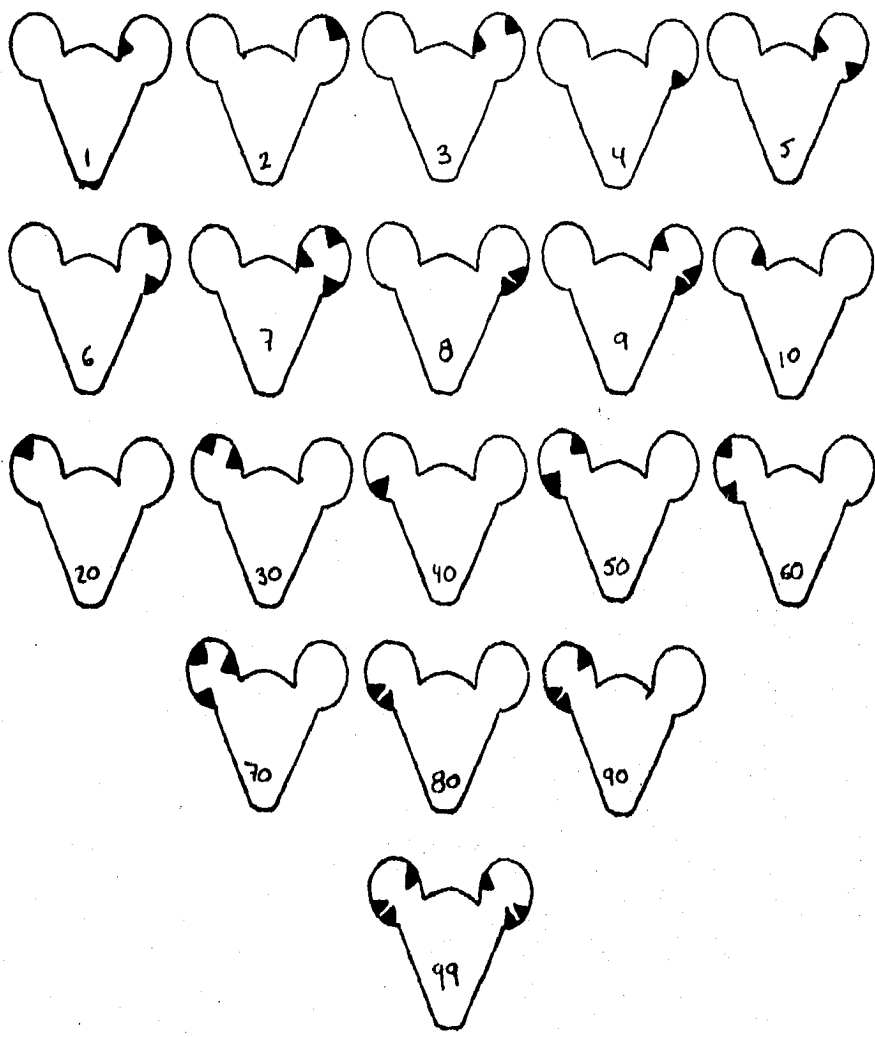


**IDENTIFICACIÓN**

**EN RATAS Y  
RATONES**

**MUESCAS**

FIGURA 6



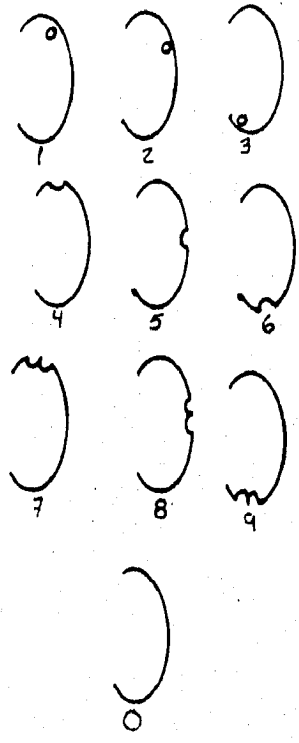
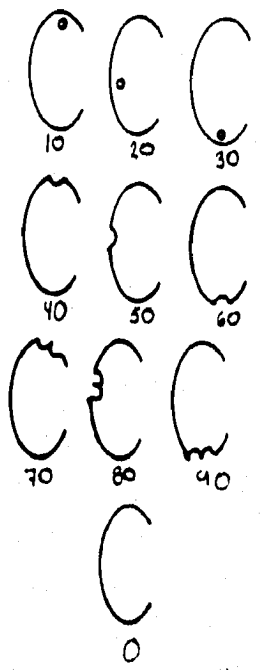
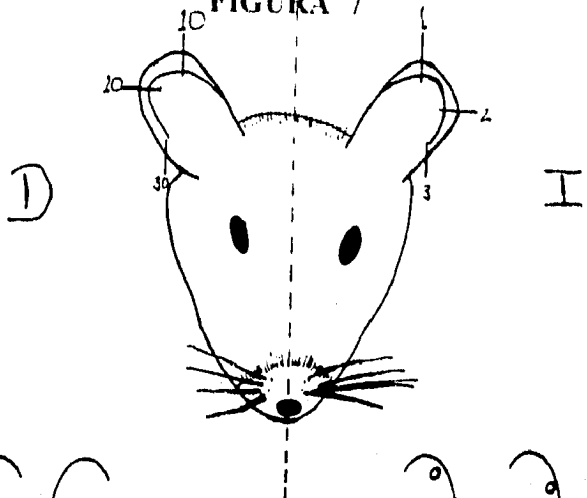


**IDENTIFICACIÓN**

**EN RATAS Y  
RATONES**

**PERFORACIONES**

FIGURA 7



**IDENTIFICACIÓN**

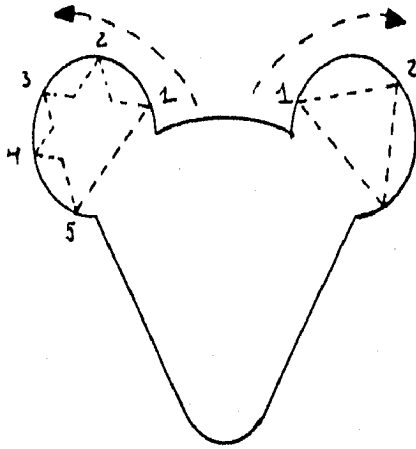
**EN RATAS Y  
RATONES**

**PERFORACIONES**

FIGURA 8

Oreja derecha

Oreja izquierda



## FIGURA 8A

### OREJA DERECHA.

La oreja derecha es considerada como positiva ya que en ella se marcan las veces que tuvo cría.

Una hembra tiene la oportunidad de seis apareamientos, como las perforaciones se hacen al final de cada apareamiento, la sexta ya no se practica ya que la hembra que presenta cinco marcas se desecha.

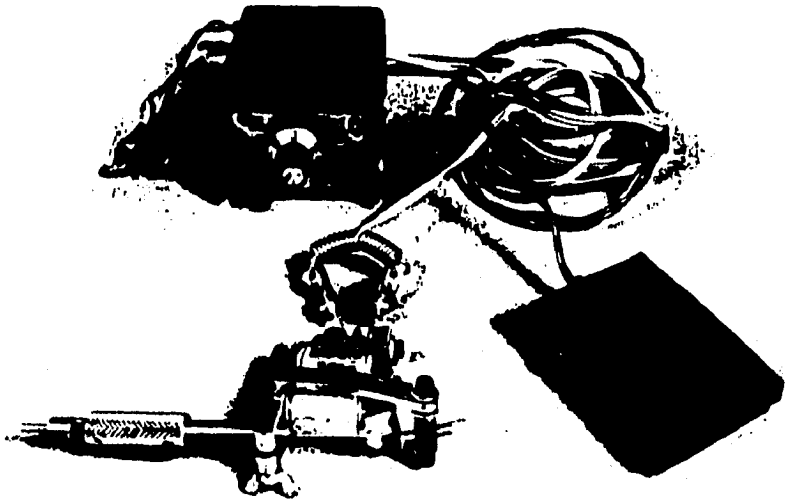
### OREJA IZQUIERDA.

Se utiliza para señalar los datos negativos, en ella se marcan las veces que no tuvo cría o la tuvo pero la canibalizó, se aceptan como máximo tres apareamientos negativos, como las perforaciones se practican al final de cada apareamiento, se desecha a la hembra con dos marcas consecutivas.

**IDENTIFICACIÓN**

**APARATO PARA  
TATUAR**

FIGURA 9



**TATUAJE**

**(PERMANENTE)**



**FIGURA 10**

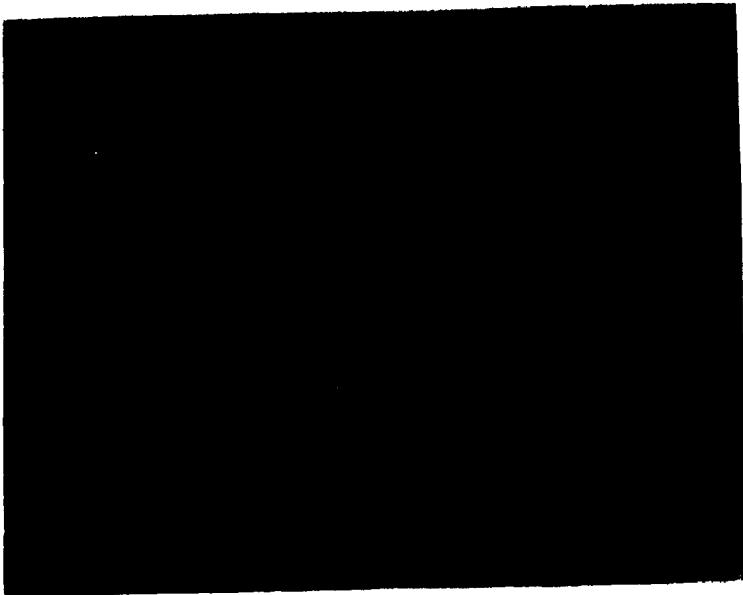
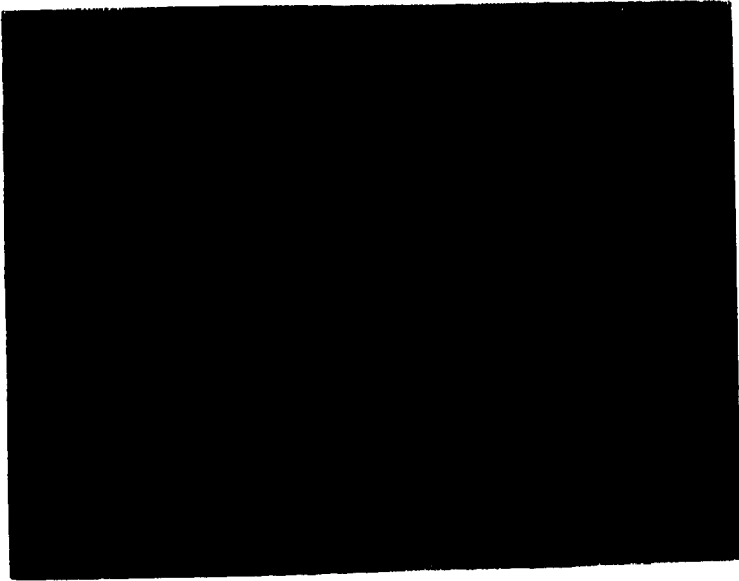
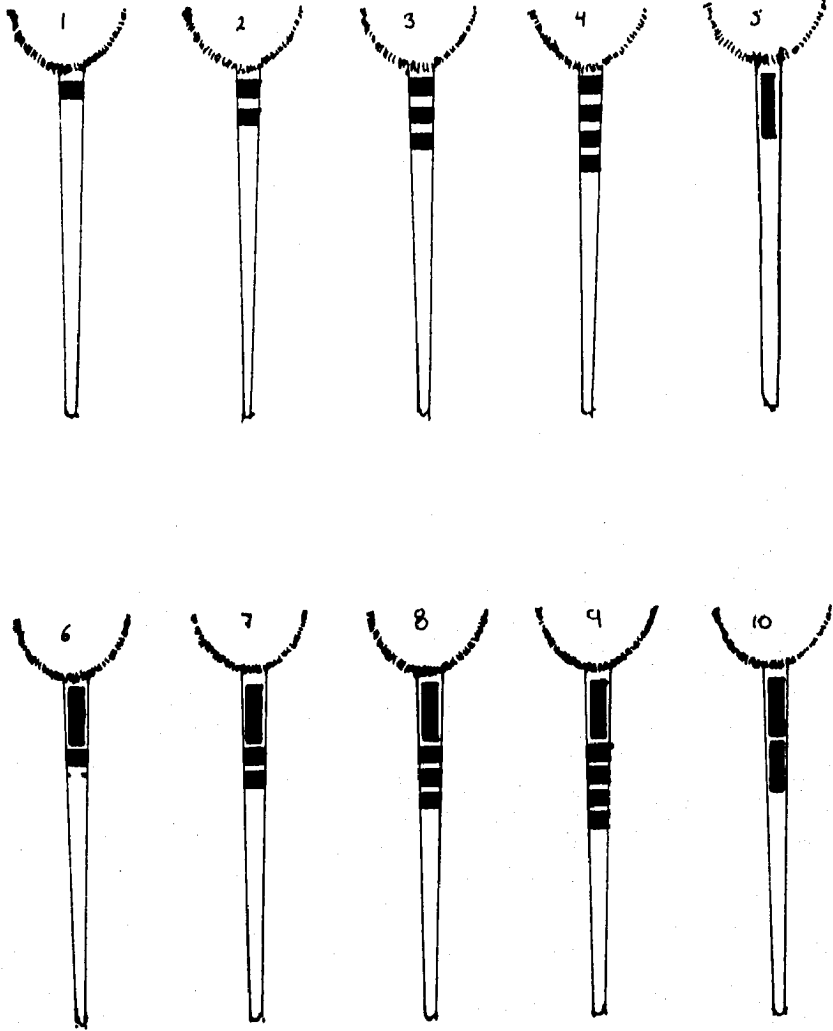


FIGURA 11



**TATUAJE**

**(EN COJINETES  
PLANTARES)**

# FIGURA 12

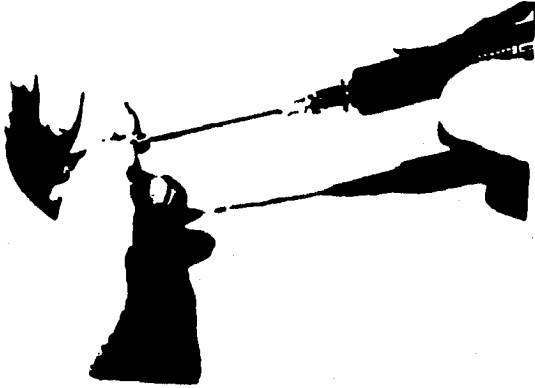
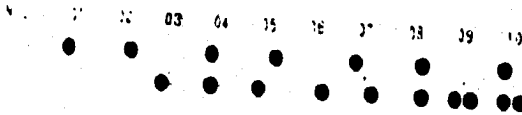


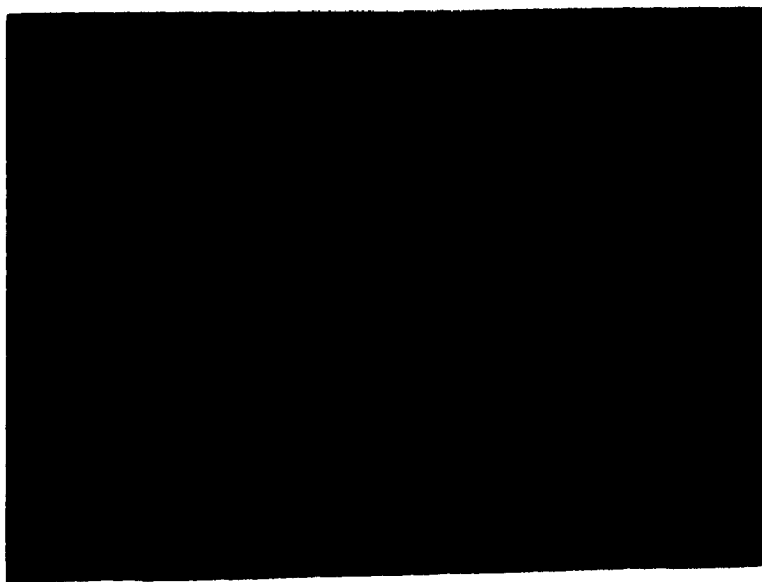
Fig. 1. Tattooing the palm of paws



**IDENTIFICACIÓN**

**TEMPORAL**

FIGURA 13

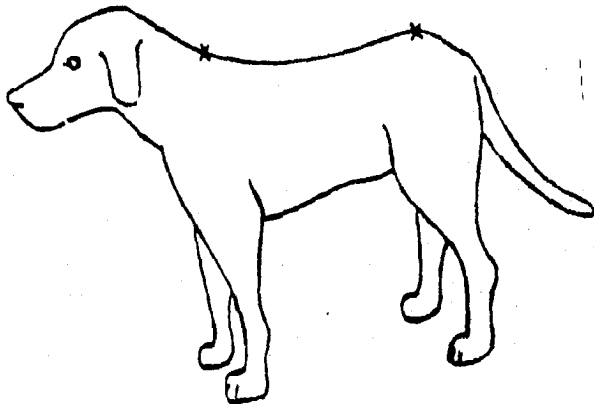


# EUTANASIA

# FIGURA 14

APENDIC M (NORMATIVO)  
ELECTROINSENSIBILIZACION  
PUNTOS DE APLICACION DE ELECTRODOS

PUNTOS DE APLICACION DE  
LOS ELECTRODOS





## FIGURA 15

### TÉCNICAS DE EUTANASIA.

<u>TIPO DE EUTANASIA</u>	<u>MÉTODOS DE EUTANASIA</u>	<u>COMENTARIOS</u>	<u>ESPECIES</u>
Métodos físicos.	Dislocación cervical.	Técnica para matar animales pequeños.	Ratas, gerbos, cuye, y a veces conejos.
	Decapitación.	Pérdida de sangre, requiere de un buen instrumento.	Todos los pequeños roedores.
Métodos químicos.	Barbitúricos.	Pentobarbital sódico. Inyección intra-cardíaca o intra-peritoneal.	Perro, gato, conejo.
	Inhalación por gas	Inhalación por óxido de Carbono.	Pequeños roedores, gato, conejo.

**POR MENCIONAR ALGUNOS MÉTODOS.**

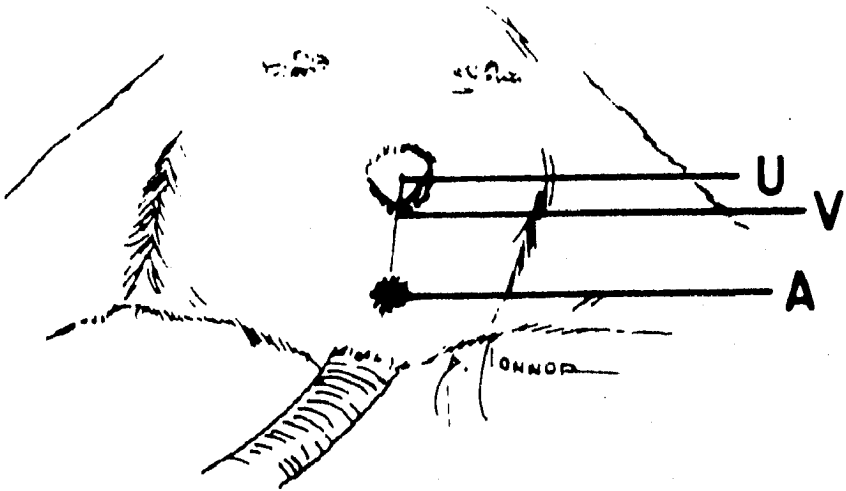
**RATA**

**SEXADO**

**RATA**

**HEMBRA**

FIGURA 16



GENITALES EXTERNOS

U = Orificio Uretral

V = Orificio Vaginal

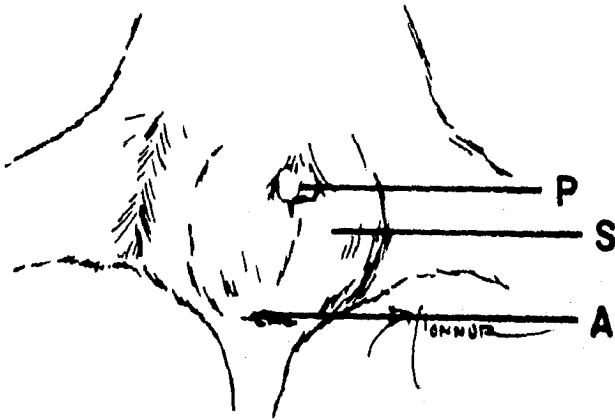
A = Ano

**SEXADO**

**RATA**

**MACHO**

FIGURA 17



GENITALES EXTERNOS

P = Pene

S = Saco Escrotal

A = Ano

**SUJECCIÓN**

**DE LA**

**RATA**

## FIGURA 18

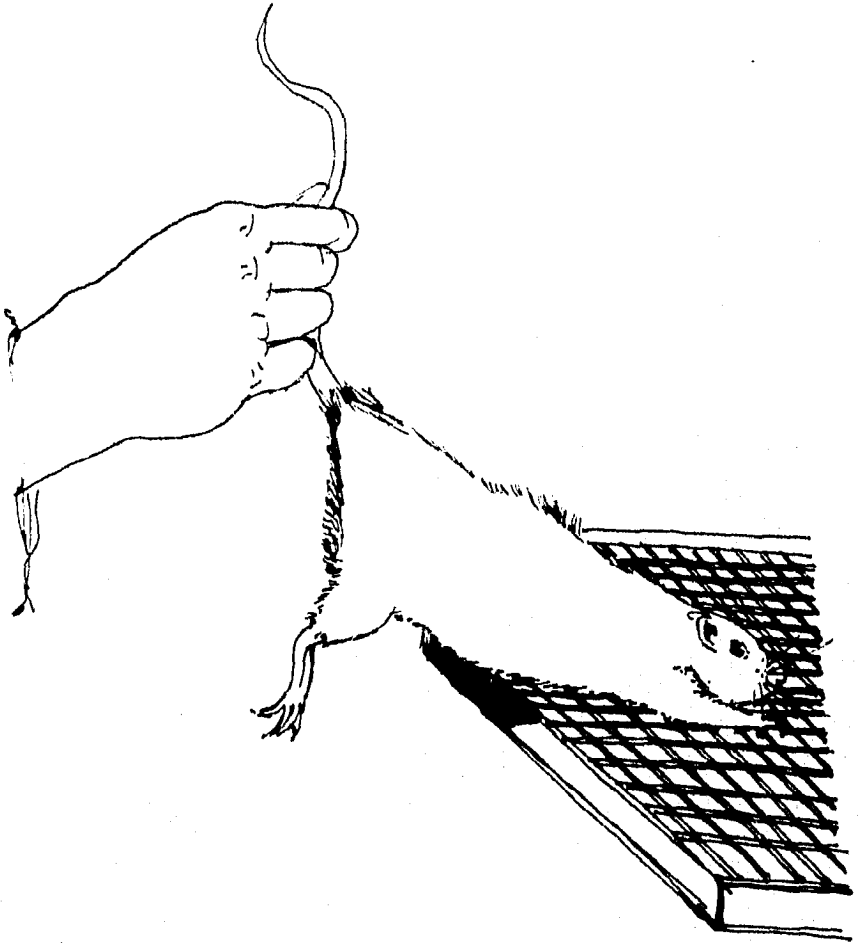
Con la mano derecha se sujeta a la ratade la base de la cola para evitar giros del animal y lesiones por desprendimiento de la cola.





## FIGURA 19

Se coloca a el animal para que se sujete con las manos sobre una tapa o jaula de tela de alambre.



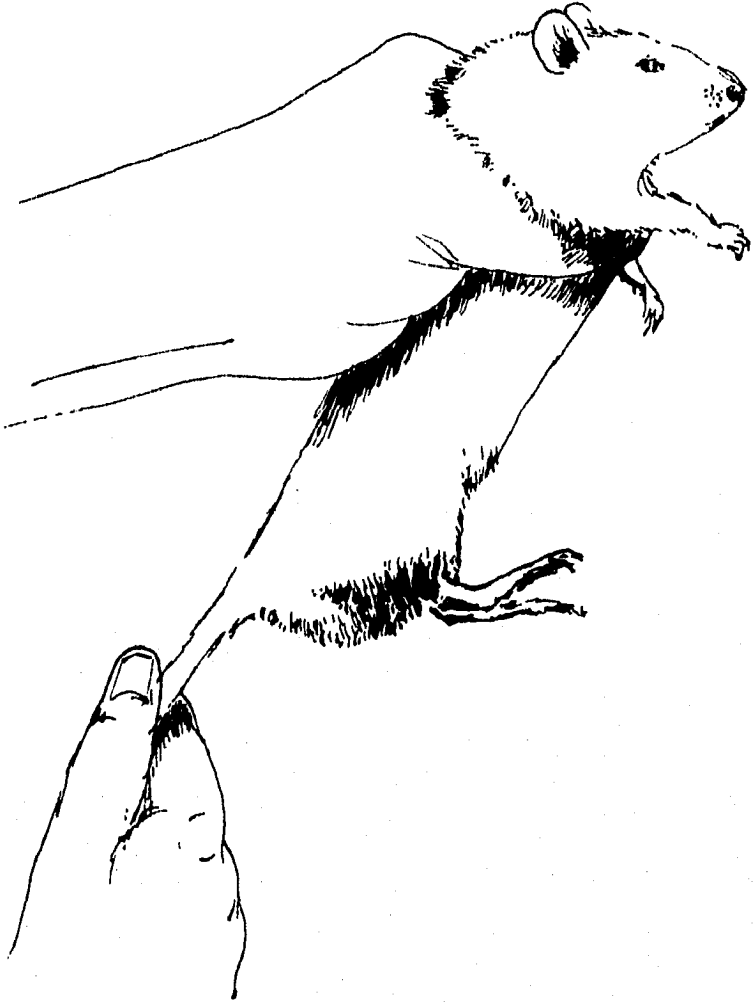
## FIGURA 20

Con la mano izquierda se procede a sujetar a la rata sorpresivamente, aprovechando el movimiento en el que el animal está ocupado en sostenerse de la jaula. Se ejerce una imperceptible opresión de arriba hacia abajo en el momento de la sujeción.



## FIGURA 21

Con los dedos de la mano izquierda se practica una ligera opresión intermitente sobre el costado del animal a manera de pequeños estímulos, hasta que disminuya su estado de tensión del tono muscular del abdomen, así como de los chillidos que la rata emite.



## FIGURA 22

Se levanta poniendo una mano alrededor del tórax y el dedo pulgar abajo de la mandíbula. La posición del pulgar es importante ya que esto da el control del animal, no se debe ejercer mucha presión sobre el tórax, ya que resulta difícil respirar para el animal.



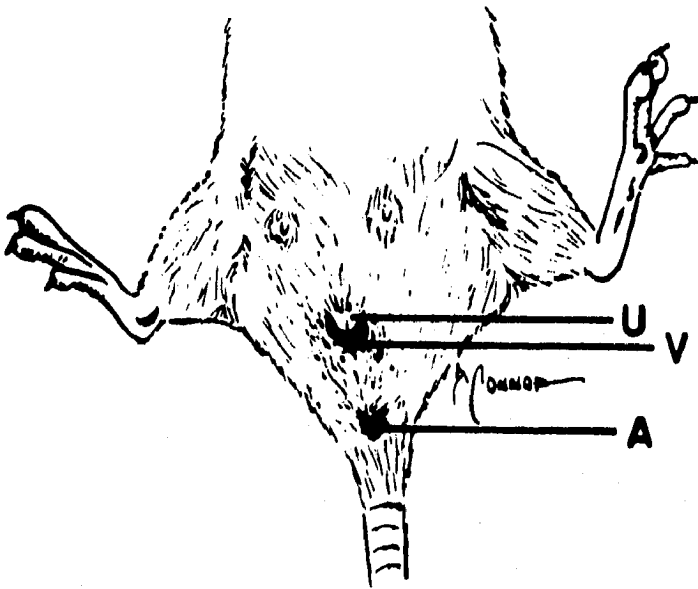
**RATÓN**

**SEXADO**

**RATÓN**

FIGURA 23

HEMBRA.



GENITALES EXTERNOS

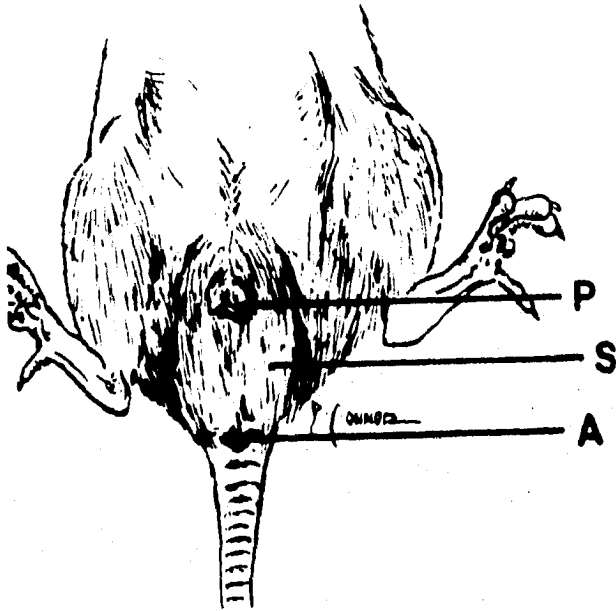
U = Orificio Uretral

V = Orificio Vaginal

A = Ano

FIGURA 24

MACHO.



GENITALES EXTERNOS

P = Pene

S = Saco Escrotal

A = Ano



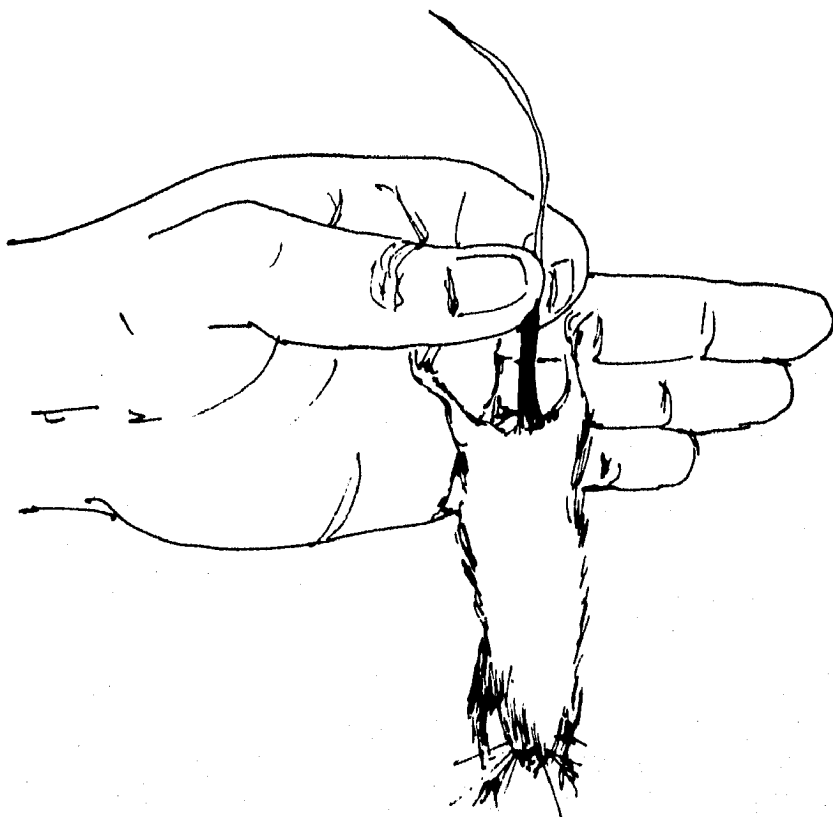
**SUJECCIÓN**

**DEL**

**RATÓN**

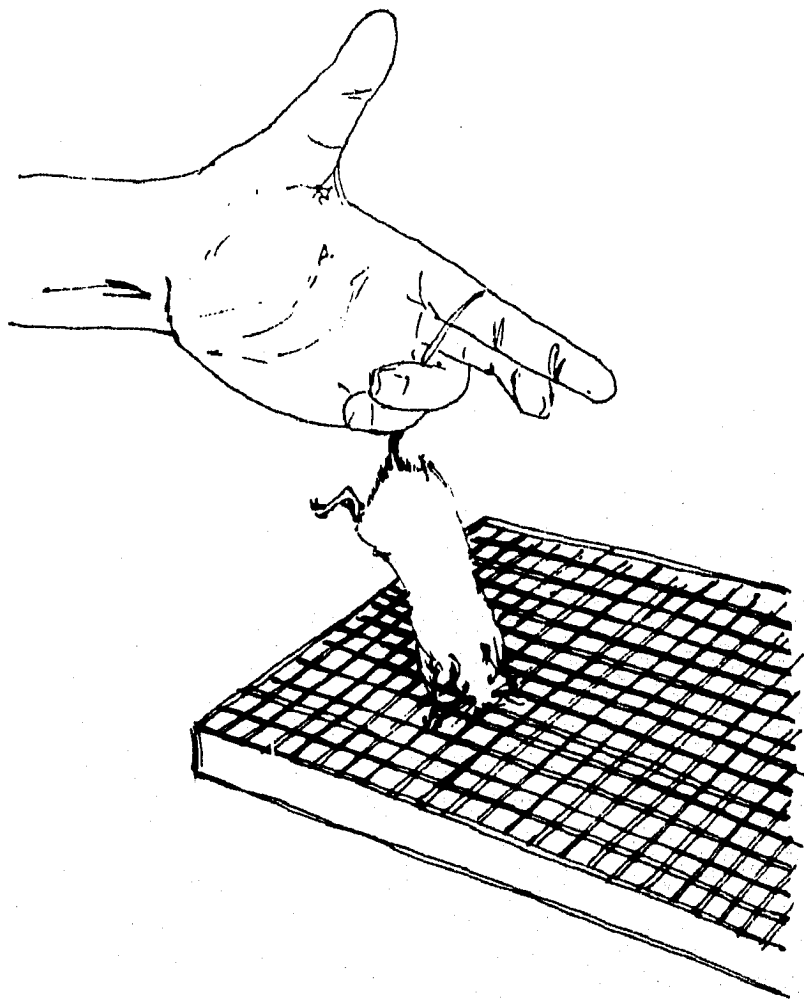
## FIGURA 25

Con la mano izquierda, utilizando los dedos índice y pulgar se toma a el animal de la base de la cola.



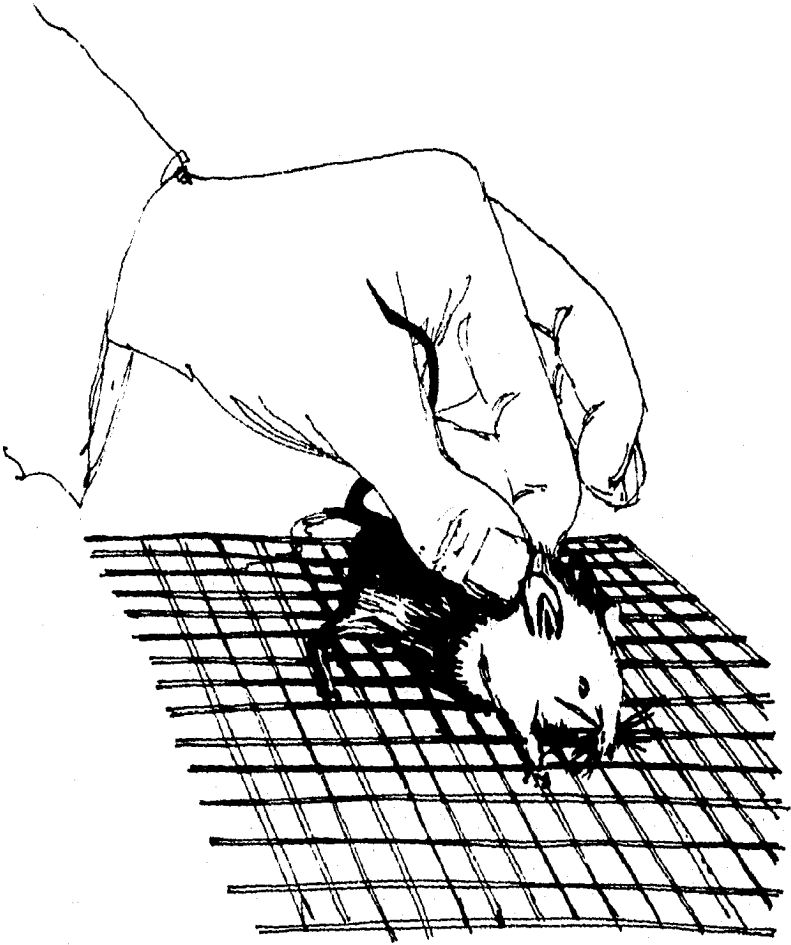
## FIGURA 26

Se sujeta al ratón por la cola con los dedos anular y meñique de la misma mano.



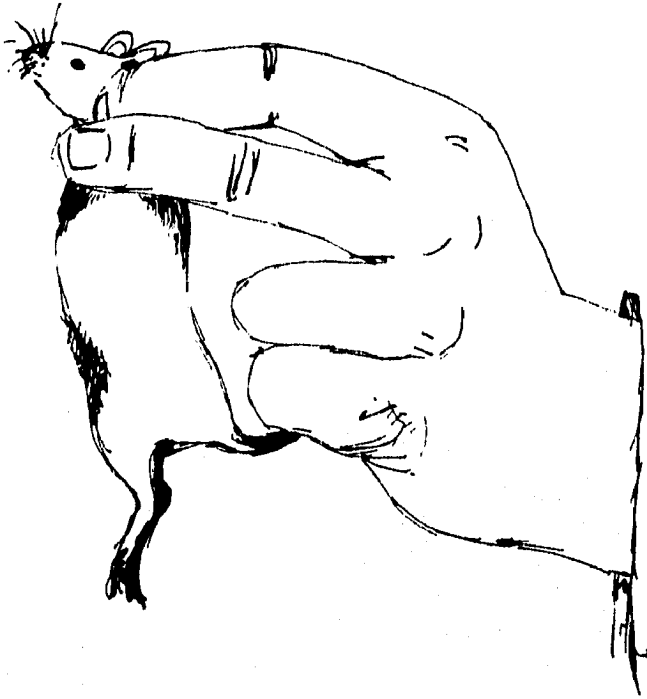
## FIGURA 27

Con los dedos índice y pulgar izquierdos liberados, se procede a sujetar al ratón tomando la porción de la piel cervical-dorsal a manera de pinza, (entre las dos orejas del animal) y se aplica una imperceptible opresión sobre dicha zona.



## FIGURA 28

El dedo medio debe inmovilizar por la parte inferior de la mandíbula la cabeza del animal, oprimiendo suavemente contra el dedo opuesto.



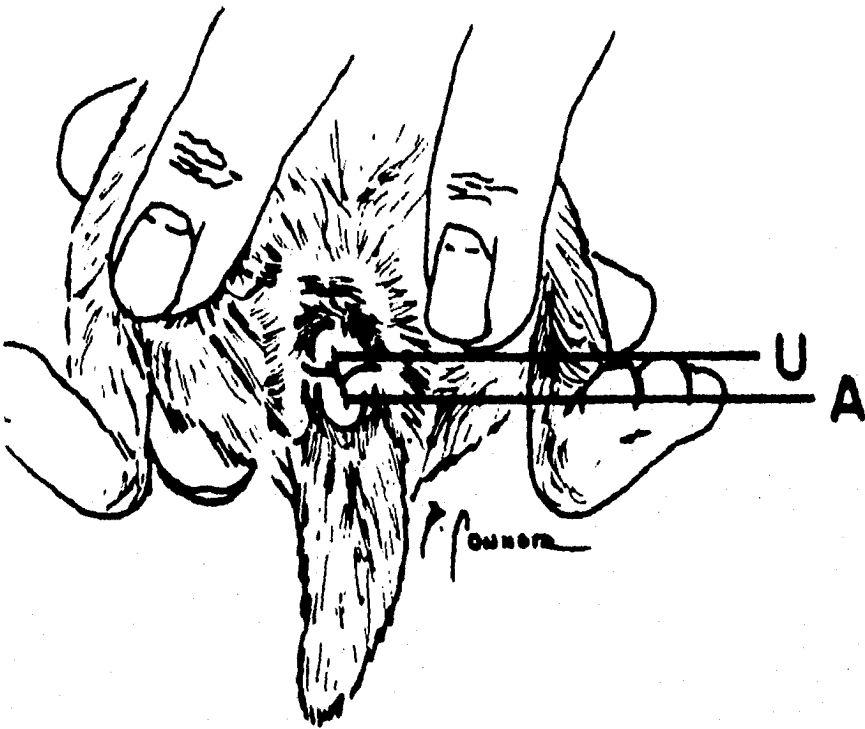
# CONEJO

**SEXADO**

**CONEJO**

FIGURA 29

HEMBRA.



GENITALES EXTERNOS

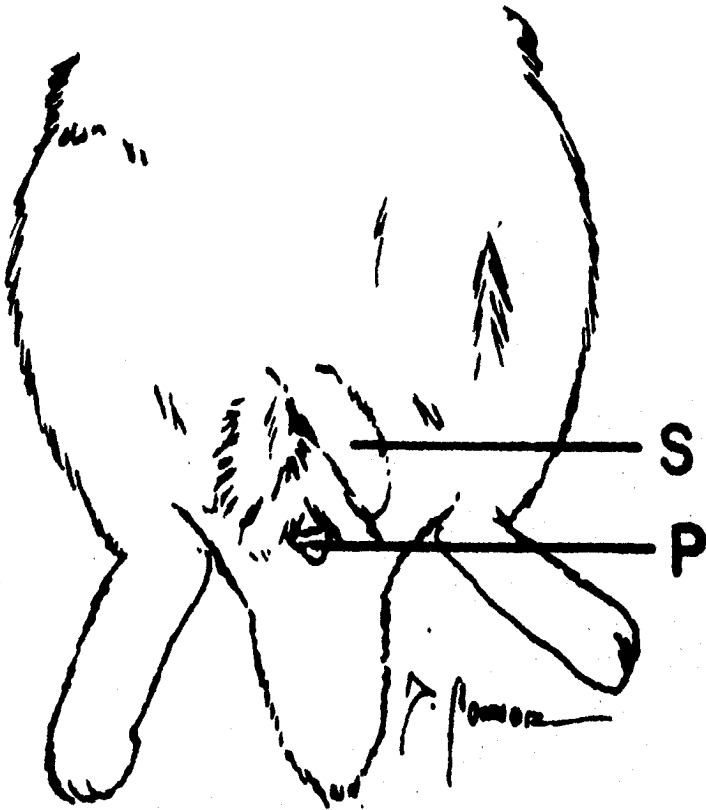
U = Orificio Uretral

A = Ano



FIGURA 30

MACHO.



GENITALES EXTERNOS

P = Pene

S = Saco Escrota!

**SUJECCIÓN**

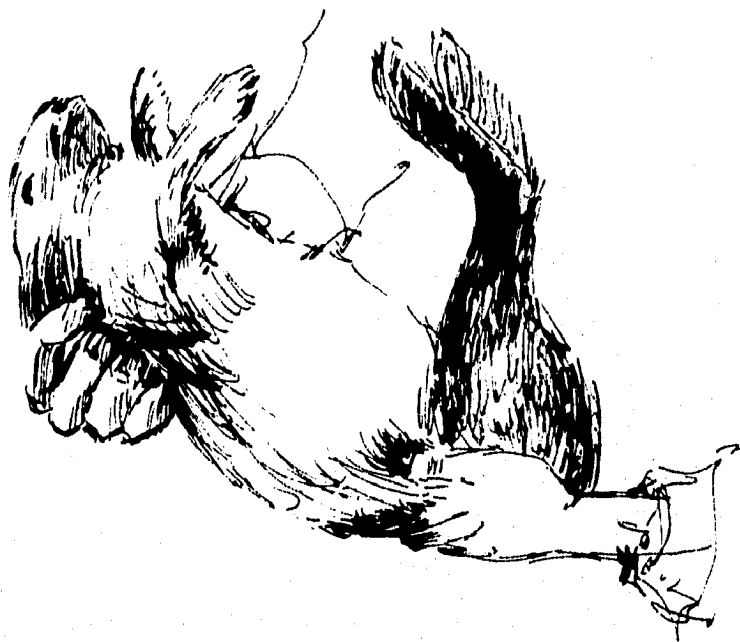
**DEL**

**CONEJO**

## FIGURA 31

Se levanta con una mano por la piel de la espalda, al nivel del cuello apoyando el peso del cuerpo con la otra mano.

Hay que cuidar las patas posteriores porque son fuertes y rasguñan especialmente si el animal está asutado.



## FIGURA 32

Una sujeción incorrecta puede conducir a la producción de luxaciones e incluso fracturas de columna vertebral.



FIGURA 33

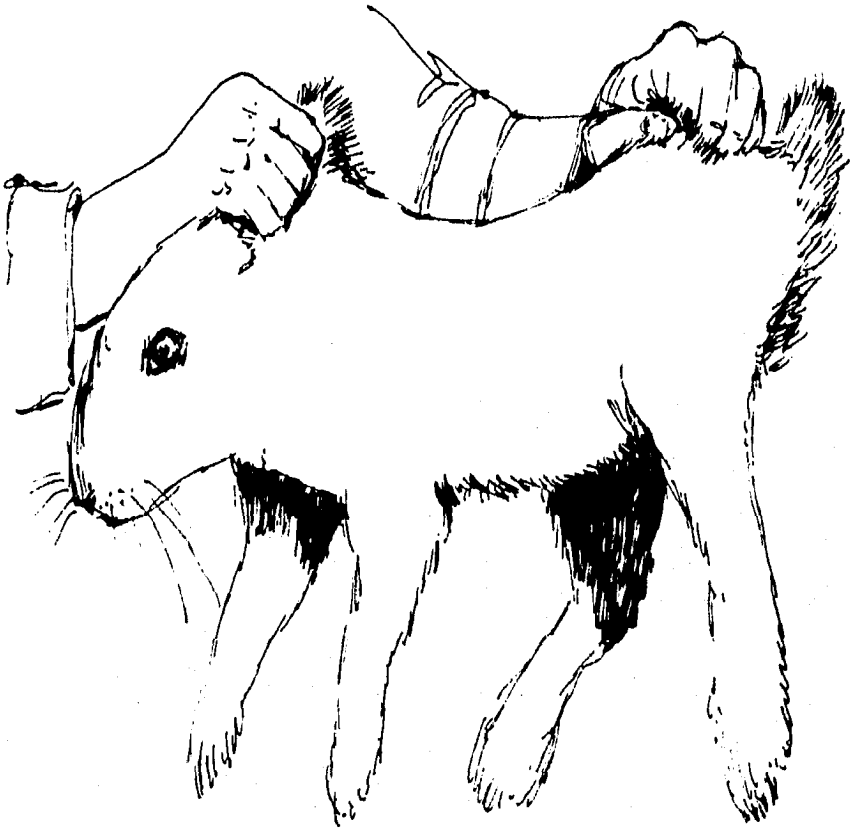


**Se sujeta a el animal por la piel de la región dorsal, a la altura de la pelvis, para no permitirle lesionar al manipulador con las patas ya que ésta posición lo suca de ángulo y de contacto con el antebrazo.**

## FIGURA 34

A dos manos:

Una mano sujeta las dos orejas junto con la piel de la región dorso-cervical y la otra lo hace de la región dorsal-media, a la altura de la pelvis, tomando únicamente la piel.



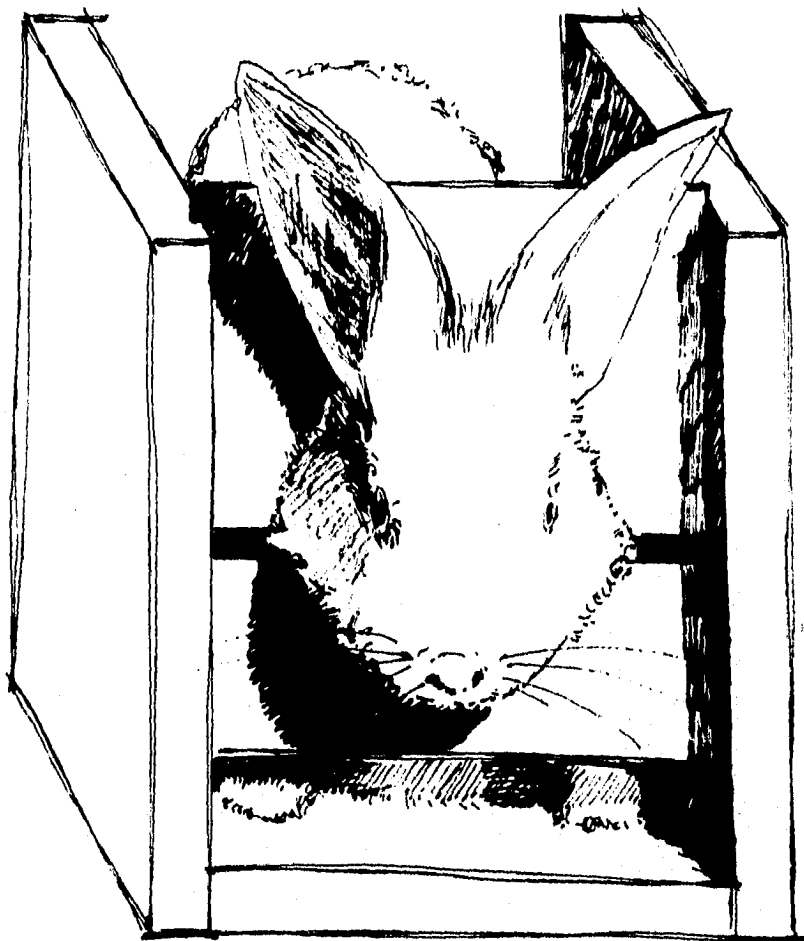
## FIGURA 35

Método adecuado para el transporte de los conejos.  
La cabeza y los ojos se tapan con el codo.



FIGURA 36

Caja de sujeción.  
(CEPO)



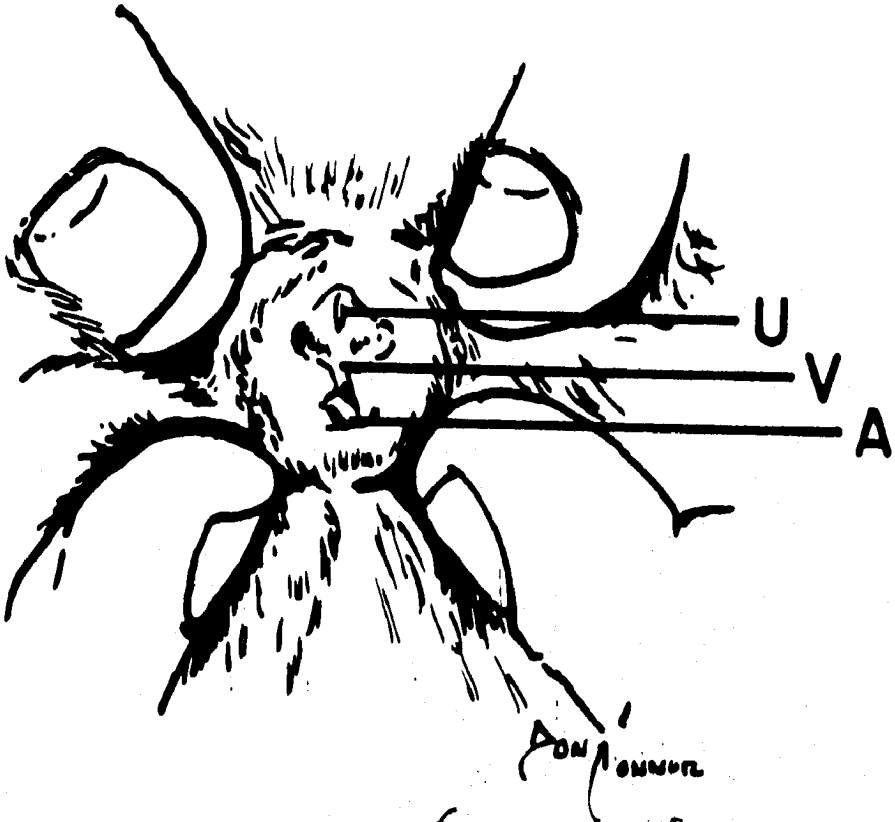


**COBAYO**

**SEXADO**

**COBAYO**

FIGURA 37  
HEMBRA.



GENITALES EXTERNOS

U = Orificio Uretral

V = Orificio Vaginal

A = Ano

FIGURA 38

MACHO.



GENITALES EXTERNOS

P = Pene

S = Saco Escrotal

A = Ano

**SUJECCIÓN**

**DEL**

**COBAYO**

## FIGURA 39

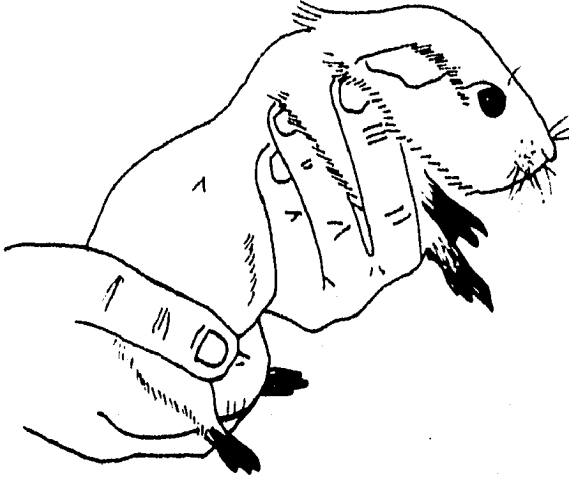
Sujeción, la mano situada bajo los cuartos traseros impide el movimiento y soporta el peso del cuerpo del animal.



## FIGURA 40

Es un animal muy nervioso aunque casi nunca muerde.

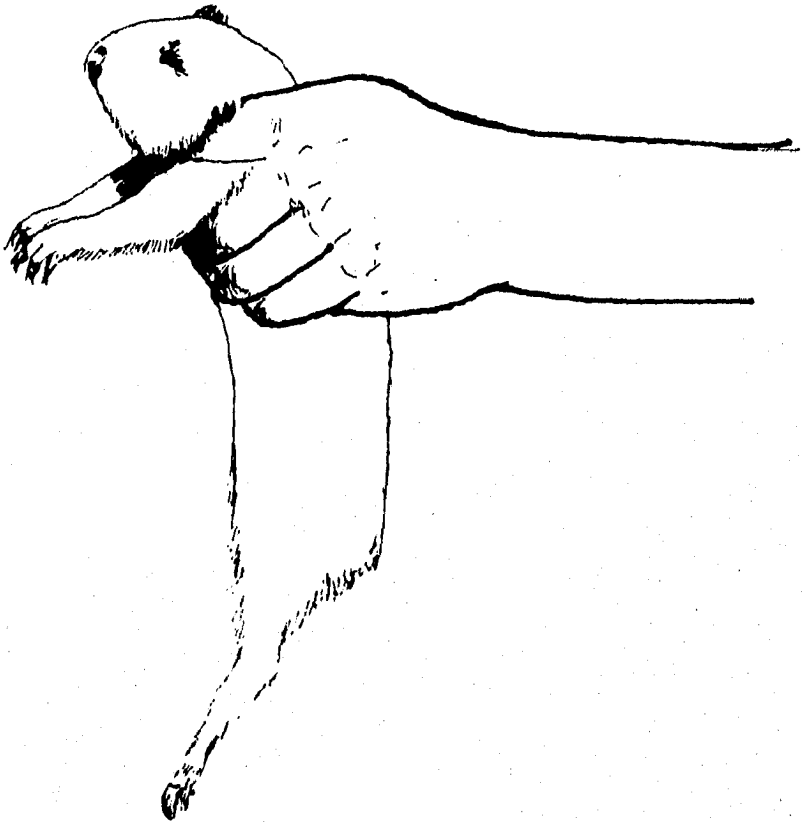
Se levanta con una mano alrededor del tórax y la otra apoyando el peso del animal.



## FIGURA 41

Con la mano izquierda se sujeta al cobayo por la línea dorsal abarcando las regiones cervical y costal.

Se debe de tener especial cuidado en que el dedo índice aprisione el cuello, el dedo pulgar se sitúe posterior al brazo del lado izquierdo, el resto de los dedos sobre el abdomen del animal.



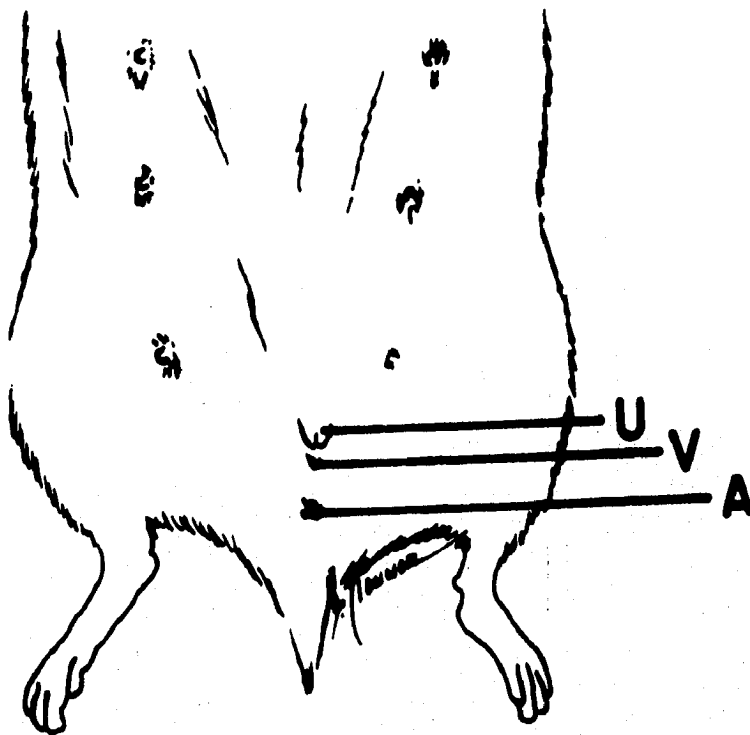


# HAMSTER

**SEXADO**

**HAMSTER**

FIGURA 42  
HEMBRA.



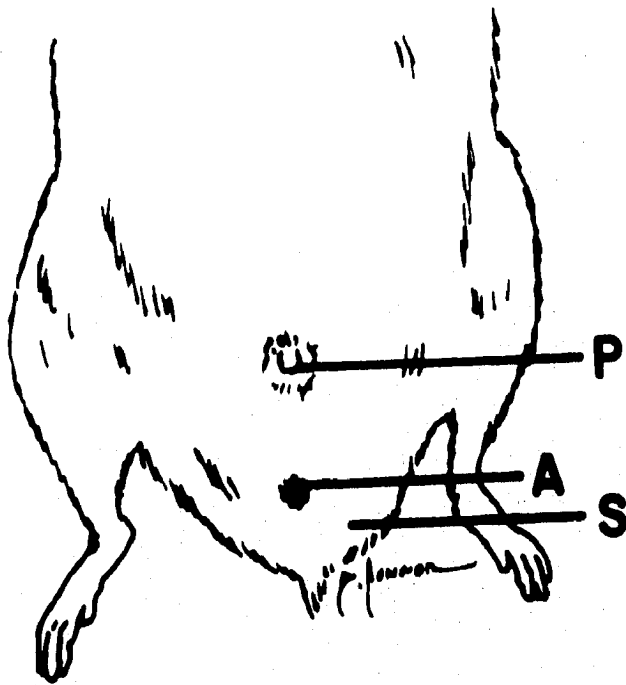
GENITALES EXTERNOS

U = Orificio Uretral

V = Orificio Vaginal

A = Ano

FIGURA 43  
MACHO.



GENITALES EXTERNOS

P = Pene

A = Ano

S = Saco Escrotal

**SUJECCIÓN**

**DEL**

**HAMSTER**

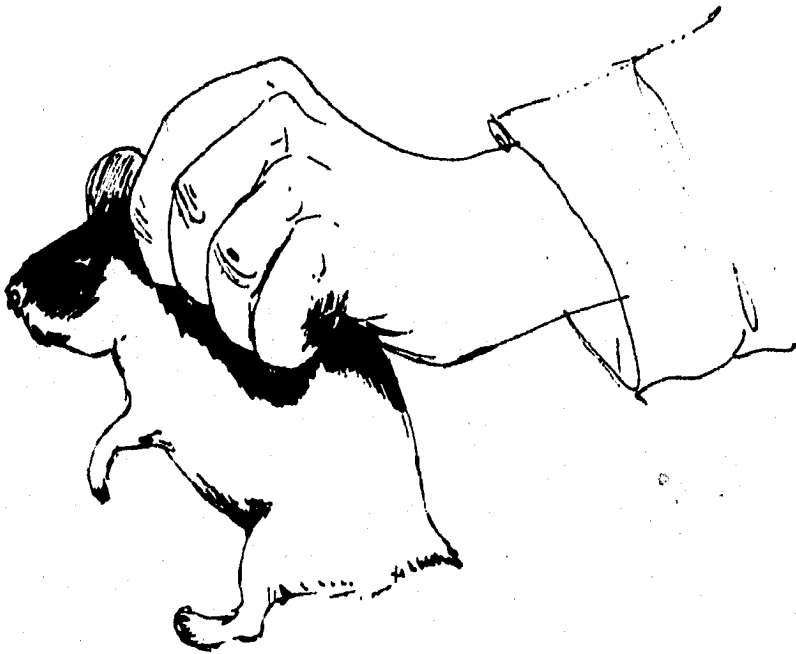
## FIGURA 44

Sujeción a través de la piel del cuello.



## FIGURA 45

Cuando se cuenta con experiencia, el hamster puede ser sujeto directamente como la rata, debido a lo corto de su cola; pero como el hamster tiene piel muy fina y holgada, debe asirsele con la mano izquierda colocando los dedos índice y pulgar a manera de pinza, se toma por la piel de la región cervical-dorsal, entre las dos orejas e inmediatamente se toma con firmeza de la piel de las regiones costo-abdominal, sobre la línea dorsal.



## FIGURA 46

Se levanta poniendo una mano alrededor del tórax y el dedo pulgar abajo de la mandíbula.

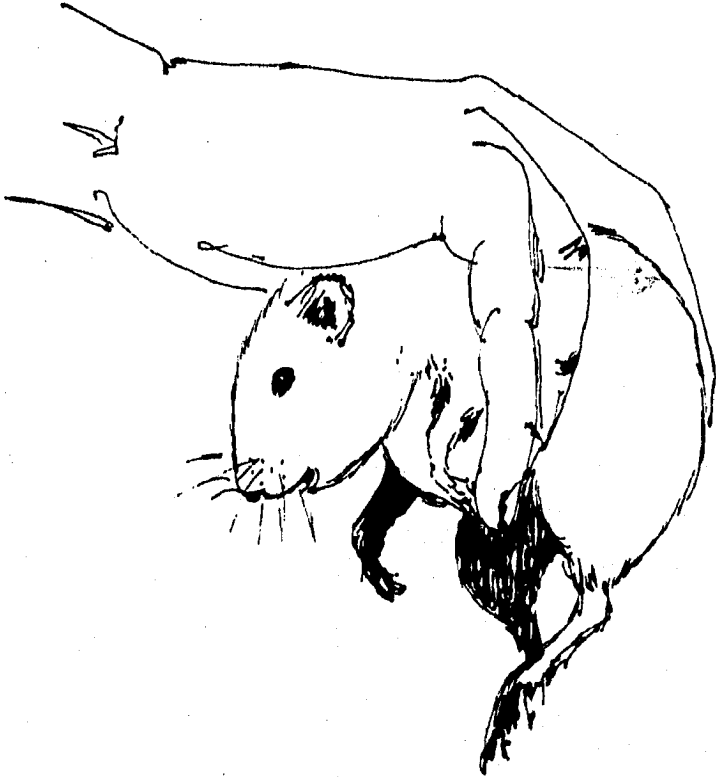
La posición del pulgar es importante, ya que esto aporta, y favorece el control.





## FIGURA 47

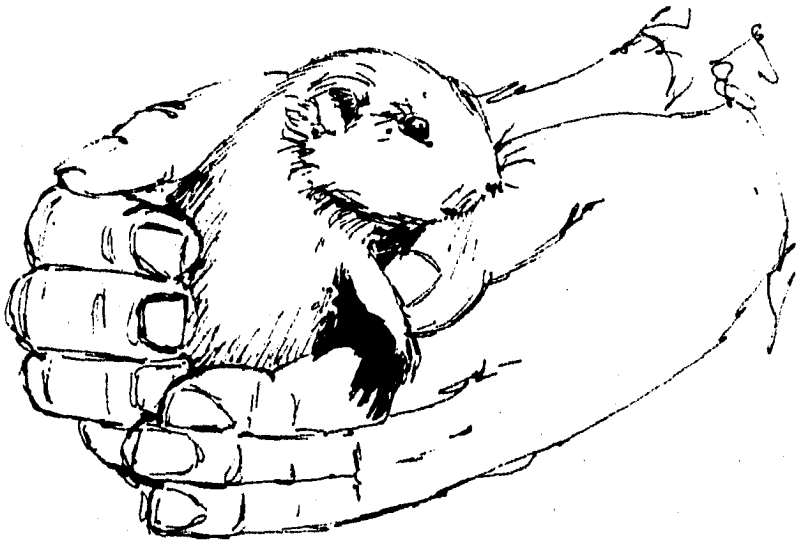
Los dedos pulgar y anular son los que realmente soportan el peso del animal.



## FIGURA 48

Sujeción del hamster usando las dos manos.

Para sujetarlos o levantarlos, es suficiente sólo con introducirlos en un recipiente de pequeño tamaño.

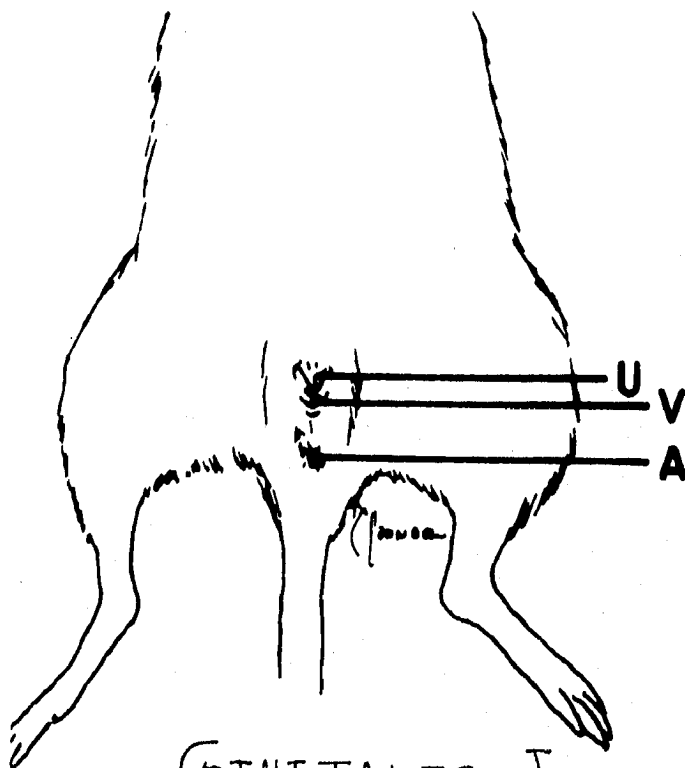


**GERBO**

**SEXADO**

**GERBO**

FIGURA 49  
HEMBRA.



GENITALIS EXTERNOS

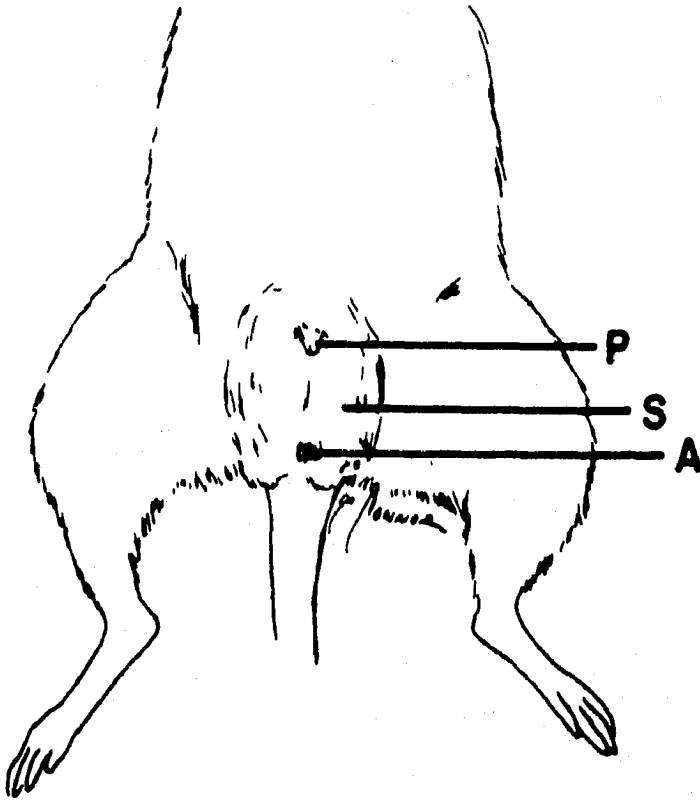
U=Orificio Uretral

V=Orificio Vaginal

A=Ano

FIGURA 50

MACHO.



GENITALES EXTERNOS

P = Pene

S = Saco Escrotal

A = Ano

**SUJECCIÓN**

**DEL**

**GERBO**

## FIGURA 51

Sujeción por la base de la cola.

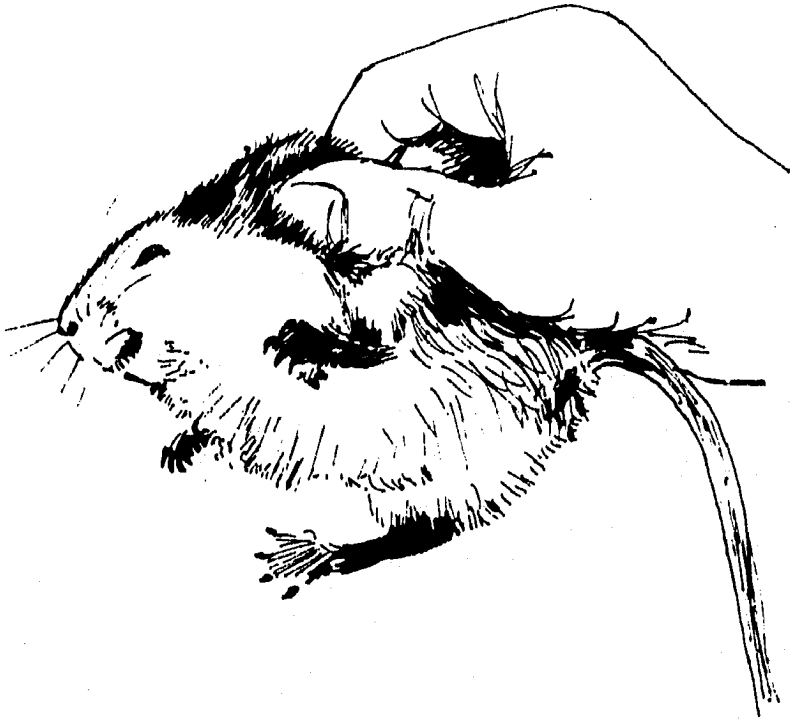
De tomar la cola de un roedor por un extremo, se corre el peligro de desprender la piel a lo largo de ésta, por lo que la sujeción se debe realizar por la base.





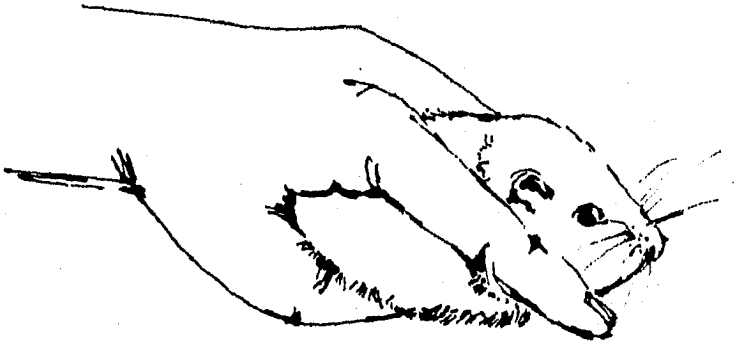
## FIGURA 52

Se toma por la piel que rodea el cuello con la otra mano y se detiene como si fuera un ratón grande.



## FIGURA 53

Una forma común de sujetar al gerbo es la de horqueta.



**GATO**

**SUJECCIÓN**

**DEL**

**GATO**

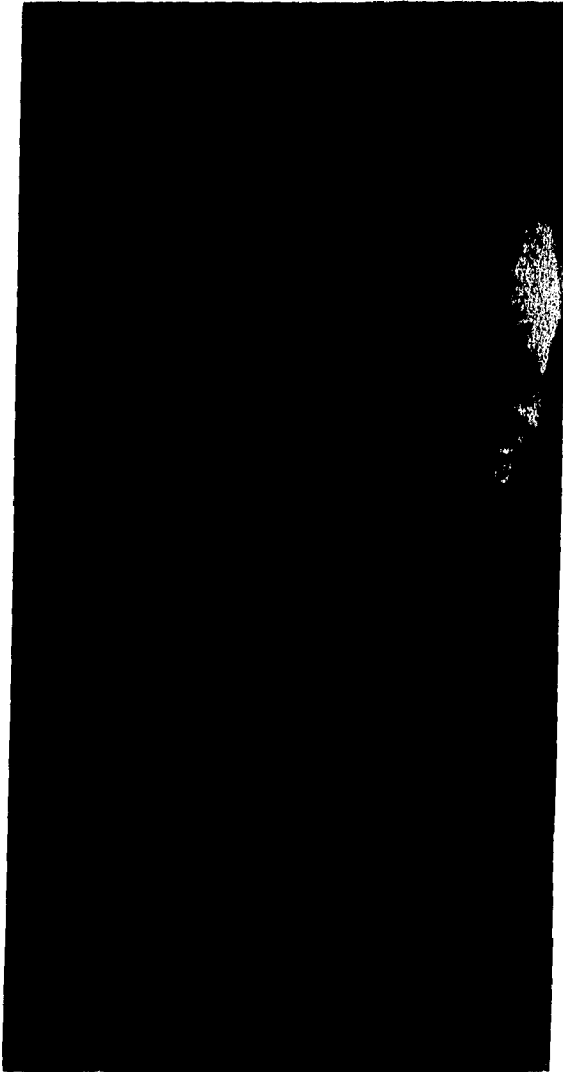
## FIGURA 54

Con la mano derecha se toma al gato sujetandolo de la piel de la región dorso-cervical, junto a las orejas, con la mano izquierda se sujetan las patas del animal a la altura de la articulación tarsiana y se ejerce una ligera tracción de manera que el animal quede en extensión.



## FIGURA 55

Se puede sujetar a los gatos con el auxilio de una red.



**PERRO**

**SUJECCIÓN**

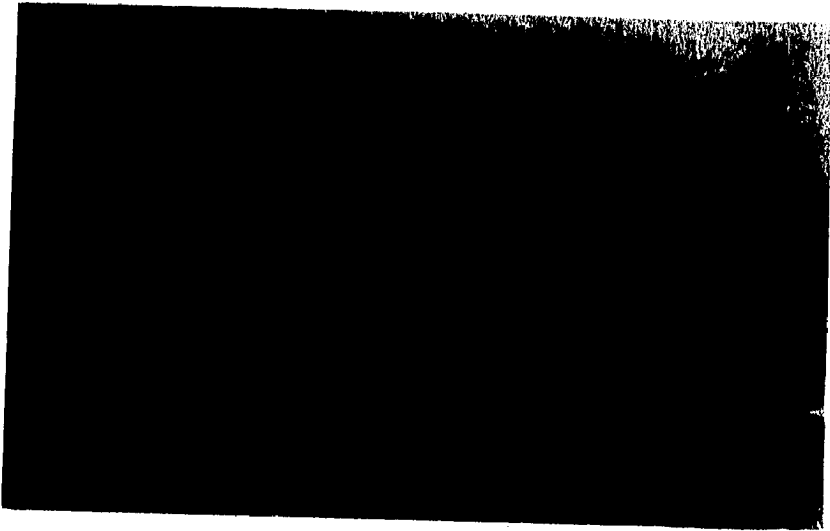
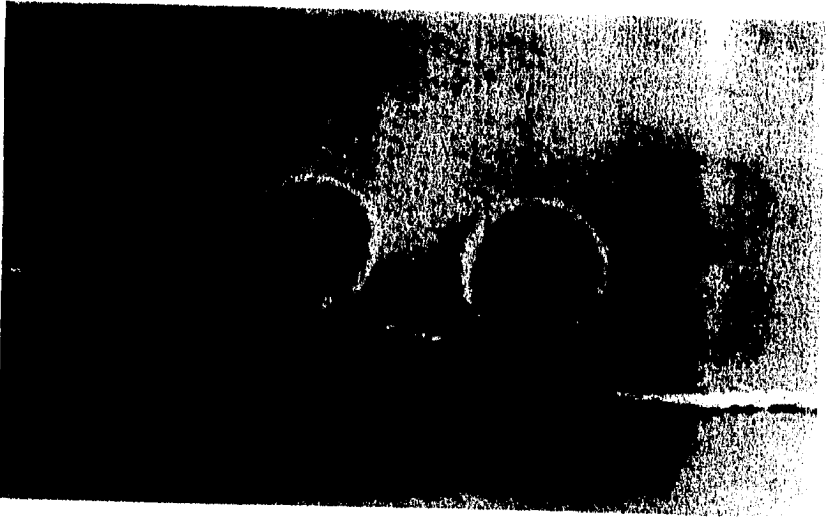
**DEL**

**PERRO**



## FIGURA 56

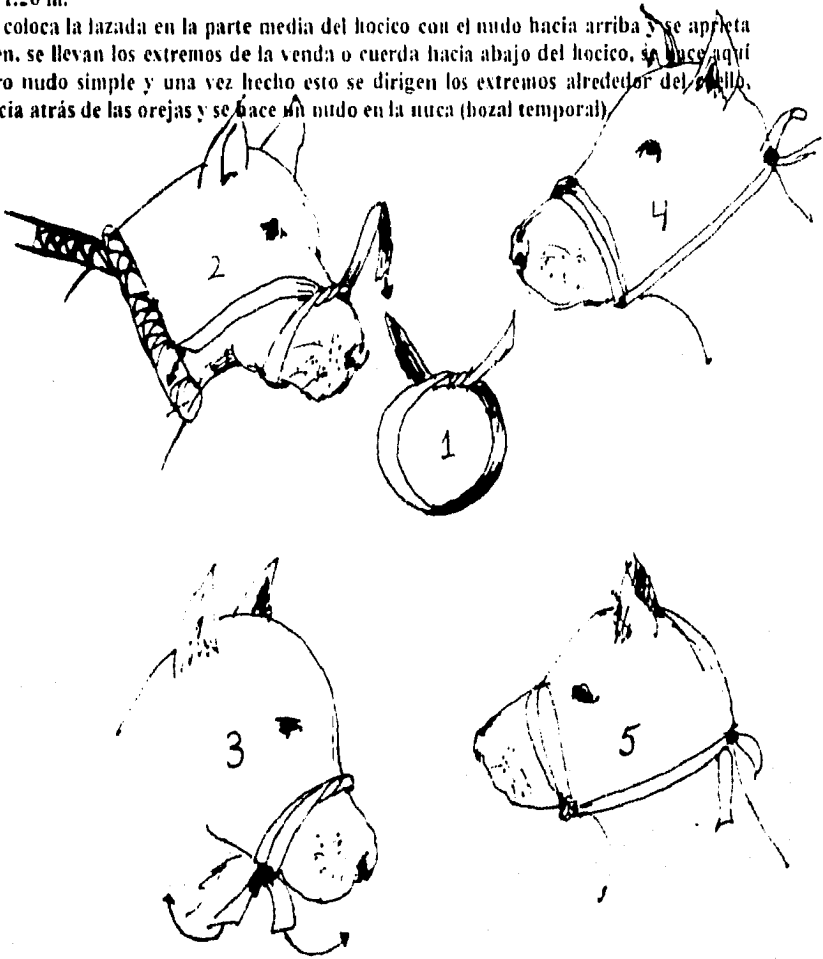
Nudo de puercos o ballestrinque que consiste en dar dos vueltas al cordel y en seguida anteponerlas una sobre la otra de manera que los extremos del cordel queden entrecruzados como se muestra.



## FIGURA 57

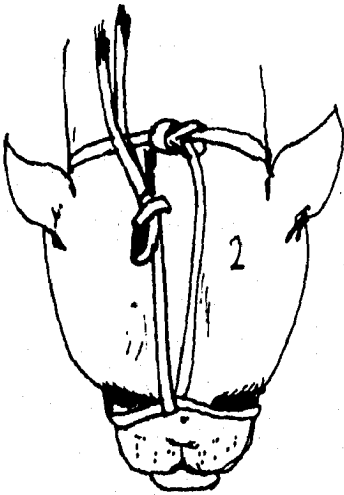
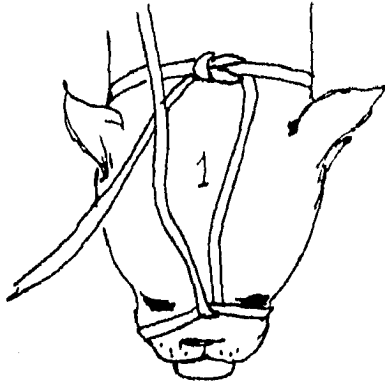
Con un nudo doble de cirugía se hace una lazada en el centro de una cuerda o venda de 1.20 m.

Se coloca la lazada en la parte media del hocico con el nudo hacia arriba y se aprieta bien. se llevan los extremos de la venda o cuerda hacia abajo del hocico, se hace aquí otro nudo simple y una vez hecho esto se dirigen los extremos alrededor del cuello, hacia atrás de las orejas y se hace un nudo en la nuca (hoyal temporal).



## FIGURA 58

Terminado el bozal temporal, explicado anteriormente, pase uno de los extremos libres por arriba de la lazada del hocico, jale y apriételo fuertemente con un nudo fácil de deshacer.



ESPAÑA  
MAYO 1954  
N.º 101

## FIGURA 59

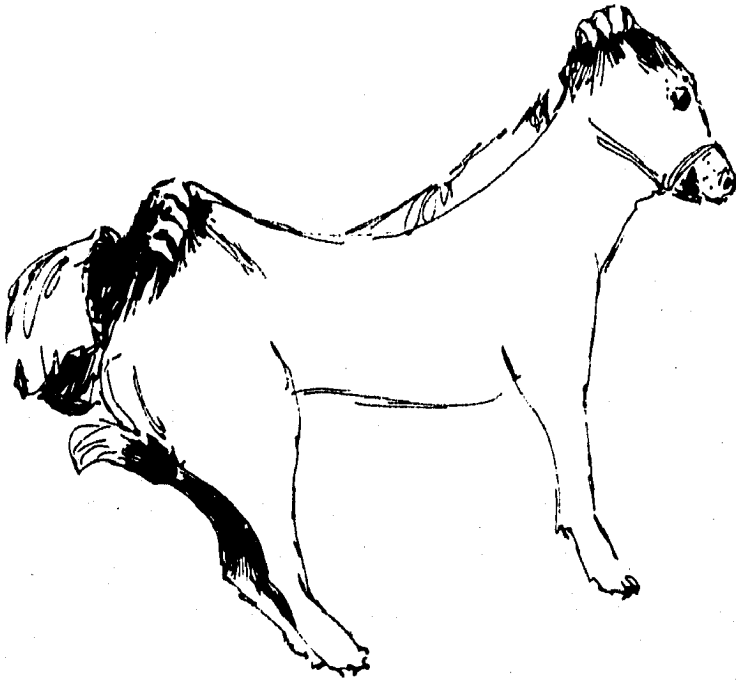
La mala colocación de un bozal de cinta.

Las manos no se deben presentar de frente a el animal, porque se corre el riesgo de recibir una mordedura; la manera correcta es colocarlo partiendo de la parte posterior del perro y dirigiendo el bozal hacia el hocico del mismo.



## FIGURA 60

Una vez colocado el bozal, puede sujetarse al perro con firmeza de la piel de la región dorso-cervical y dorso-lumbar y colocarlo sobre la mesa de exploración.



## FIGURA 61

Para sujetar al perro sobre uno de los costados, los miembros anteriores se sujetarán con una mano y los posteriores con la otra y se levantan los miembros anteriores lo suficiente para evitar que estén en contacto con la mesa, con el antebrazo se presionará el cuello sobre la mesa evitando de esta forma que levante la cabeza.

